UNIVERSIDADE FEDERAL DO VALE DO SÃO FRANCISCO
CAMPUS DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS
PÓS-GRADUAÇÃO EM AGRONOMIA – PRODUÇÃO VEGETAL

JOHN LENNON FERREIRA DOS SANTOS

LEVANTAMENTO DE NEMATOIDES-DAS-GALHAS E IDENTIFICAÇÃO DE FONTES DE RESISTÊNCIA A *Meloidogyne enterolobii* EM ACEROLEIRA NO SUBMÉDIO DO VALE DO SÃO FRANCISCO

PETROLINA – PE
2017

JOHN LENNON FERREIRA DOS SANTOS

LEVANTAMENTO DE NEMATOIDES-DAS-GALHAS E IDENTIFICAÇÃO DE FONTES DE RESISTÊNCIA A *Meloidogyne enterolobii* EM ACEROLEIRA NO SUBMÉDIO DO VALE DO SÃO FRANCISCO

Dissertação apresentada ao Curso de Pós-Graduação em Agronomia - Produção Vegetal do Campus de Ciências Agrárias da Universidade Federal do Vale do São Francisco, como parte dos requisitos para obtenção do título de Mestre em Agronomia – Produção Vegetal.

Orientador: Prof. D.Sc. Alexandre Sandri Capucho
Co-orientador: D.Sc. José Mauro da Cunha e Castro

PETROLINA – PE

2017

Santos, John Lennon Ferreira dos
S237l Levantamento de nematoides-das-galhas e identificação de fontes de resistência a *meloidogyne enterolobii* em aceroleira no submédio do vale do são francisco / John Lennon Ferreira dos Santos. – Petrolina, 2017.
xv, 68 f. : il. ; 29 cm.

Dissertação (Mestrado em Agronomia – Produção Vegetal) – Universidade Federal do Vale do São Francisco, Campus Ciências Agrárias, Petrolina-PE, 2017.
Orientador: Profº. D.Sc. Alexandre Sandri Capucho.

Referências.

1. Acerola. 2. Resistência Genética. 3. Vale do São Francisco. I. Título. II. Universidade Federal do Vale do São Francisco.

CDD 634.973214

Ficha catalográfica elaborada pelo Sistema Integrado de Biblioteca SIBI/UNIVASF
Bibliotecária: Ana Cleide Lucio CRB – 4/6024

UNIVERSIDADE FEDERAL DO VALE DO SÃO FRANCISCO
CAMPUS DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS
PÓS-GRADUAÇÃO EM AGRONOMIA – PRODUÇÃO VEGETAL

FOLHA DE APROVAÇÃO

JOHN LENNON FERREIRA DOS SANTOS

LEVANTAMENTO DE NEMATOIDES-DAS-GALHAS E IDENTIFICAÇÃO DE FONTES DE RESISTÊNCIA A *Meloidogyne enterolobii* EM ACEROLEIRA NO SUBMÉDIO DO VALE DO SÃO FRANCISCO

Dissertação apresentada como requisito parcial para obtenção do título de Mestre em Agronomia – Produção Vegetal, pela Universidade Federal do Vale do São Francisco.

Aprovada em: 20 de fevereiro de 2017.

Banca Examinadora

Alexandre Sandri Capucho
(Alexandre Sandri Cápucho, D.Sc. em Fitopatologia, UNIVASF).

Francine Hiromi Ishikawa
(Francine Hiromi Ishikawa, D.Sc. em Genética e Melhoramento de Plantas, UNIVASF).

Paulo Afonso Ferreira
(Paulo Afonso Ferreira, D.Sc. em Fitopatologia, UFMT).

José Mauro Castro
(José Mauro da Cunha e Castro, D.Sc. em Fitopatologia, Embrapa Semiárido).

Aos meus pais, Heleno Nogueira dos Santos e Eliete Ferreira dos Santos, à minha esposa, Bruna Peixoto Nogueira, ao meu filho Lucas Nogueira Barreto e, aos meus irmãos, Thomas Edison Nogueira dos Santos, Raniere Nogueira dos Santos, José Claudio Ferreira dos Santos, Maria Claudia Ranayana Ferreira dos Santos, José Lazaro Ferreira dos Santos e Manoel Nogueira dos Santos Neto.

Dedico

AGRADECIMENTOS

Primeiramente, a Deus, criador dos céus e da terra, pelo dom da vida. Sou grato a Ele por ter me dado forças e sabedoria para chegar ao fim desta jornada.

À Universidade Federal do Vale do São Francisco (UNIVASF), pela oportunidade concedida para formação no Curso de Pós-Graduação em Agronomia – Produção Vegetal.

À Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária (Embrapa), por disponibilizar a estrutura física e o suporte para a realização deste trabalho.

À Fundação de Amparo à Ciência e Tecnologia do Estado do Pernambuco (FACEPE), pela concessão da bolsa de estudo.

À minha esposa, Bruna Peixoto Nogueira dos Santos, e, ao meu filho, Lucas Nogueira Barreto, pelo companheirismo, pois em todos os obstáculos que enfrentei durante este curso, eles sempre estiveram ao meu lado me passando força, fé e confiança.

Aos meus pais, Heleno Nogueira dos Santos e Eliete Ferreira dos Santos por terem acreditado em meus sonhos e depositado sobre mim todo o seu amor, carinho, confiança e dedicação, me ensinando a ser uma pessoa honesta e nunca desistir dos ideais que almejo conquistar.

Aos meus irmãos, pelos bons momentos que juntos vivemos e também pelo apoio que me deram durante este tempo.

Aos meus avós, Joaquim Ferreira Sobrinho, Arlinda Lopes da Silva e Luzia Cordeiro de Jesus pelo amor e incentivo.

Ao meu orientador, Prof. D.Sc. Alexandre Sandri Capucho, pela orientação, oportunidade, paciência e conhecimento transmitido para a realização deste trabalho.

Ao meu coorientador, D.Sc. José Mauro da Cunha e Castro, pelo conhecimento transmitido, pelo incentivo e por toda paciência para comigo, durante o tempo de realização deste trabalho.

Ao D.Sc. Flávio de França Souza, pela atenção e contribuições prestadas para a realização do trabalho.

Às estudantes, Aline Mayara da Silva, Maria Andreia Rodrigues de Moura, Nadiane Raquel Moura e Taise de Oliveira Passos que estiveram presentes na realização do trabalho, colaborando nas atividades de campo, casa de vegetação e laboratório.

RESUMO

Os objetivos deste estudo foram realizar um levantamento das espécies de *Meloidogyne* em áreas de aceroleira do Submédio do Vale do Rio São Francisco e avaliar a reação de acessos do Banco Ativo de Germoplasma da Embrapa Semiárido (BAG-Aceroleira) a *M. enterolobii*. Para o levantamento, 75 amostras contendo solo e raízes foram coletadas em aceroleiras cultivadas em perímetros irrigados de Petrolina-PE, Juazeiro-BA e Sobradinho-BA. Em casa de vegetação, visando à multiplicação das espécies de *Meloidogyne*, mudas de tomateiro cv. Sta. Clara foram transplantadas para vasos de polietileno com solo proveniente de cada uma das amostras. Após a multiplicação, as fêmeas foram extraídas das raízes de tomateiro, maceradas para a obtenção do extrato proteico e identificadas pelo fenótipo de α-esterase, por meio da eletroforese de isoenzimas. Das 75 amostras, foram identificadas 78 populações puras, sendo que 72 (92,3%) apresentaram fenótipo típico de *M. enterolobii*, duas (2,6%), de *M. incognita*, duas (2,6%), de *M. arenaria* e uma (1,3%) de *M. javanica*. Uma (1,3%) população não foi identificada em espécie. Nas áreas amostradas as cultivares de aceroleira se comportaram como suscetíveis aos nematoides-das-galhas, com destaque para *M. enterolobii* que prevaleceu com ocorrência em 96% das áreas. Para a identificação de fontes de resistência, foi realizado um experimento para determinar a reprodução de *M. enterolobii* em 22 acessos do BAG-Aceroleira da Embrapa Semiárido. O experimento foi realizado em casa de vegetação, disposto em delineamento em blocos ao acaso, com 10 repetições e, cada parcela formada por 10 plantas provenientes de sementes. Trinta dias após a germinação, as mudas foram transplantadas para tubetes contendo substrato na proporção de 2:1:1/2 (solo, vermiculita e Multiplant®). Após doze dias, as mudas foram inoculadas com 350 ovos mais juvenis de segundo estádio (Pi) de *M. enterolobii*. As variáveis índice de galhas e fator de reprodução (FR) foram determinadas aos 90 dias. Inicialmente, cada planta teve o sistema radicular destacado da parte aérea para determinação do índice de galhas (IG). Posteriormente, as raízes foram processadas pelo método de trituração em liquidificador e flotação centrífuga em solução de sacarose para obtenção da população final (Pf). Este valor foi usado para o cálculo do fator de reprodução (FR = Pf/Pi). Plantas com FR<1 foram classificadas como resistentes e, com FR≥1, como suscetíveis. Das 2.200 plantas avaliadas, 22 (1%) apresentaram resistência a *M. enterolobii*. Os acessos que se destacaram quanto à resistência foram: ACO-13, ACO-14, ACO-18 e BRS Apodi com quatro a seis plantas resistentes. As plantas resistentes estão sendo mantidas para a condução de estudos futuros, visando subsidiar os trabalhos de melhoramento genético para obtenção de porta-enxerto para as cultivares comerciais da cultura.

Palavras-chave: Acerola. α-Esterase. Porta-enxerto. Resistência genética.

ABSTRACT

The aims of this study was performed a survey the species of *Meloidogyne* in acerola areas of the Sub-middle São Francisco River Valley and evaluate the reaction of accesses Active Germplasm Bank of Embrapa Semiarid (BAG-acerola) to *Meloidogyne enterolobii*. For the survey, 75 samples containing soil and roots were collected in acerola cultivated in irrigated perimeters of Petrolina-PE, Juazeiro-BA and Sobradinho-BA. In greenhouse, aiming at the multiplication of *Meloidogyne* species in each sample, tomato seedlings cv. Sta. Clara were transplanted to polyethylene pots with soil from each sample. After multiplication, the females were extracted from tomato roots macerated for obtaining the proteinaceous extract and identified by the phenotype of α-esterase by isozyme electrophoresis. Of the 75 samples were identified by the phenotype of α-esterase 78 pure populations and 72 (92.3%) show typical phenotype of *M. enterolobii*, two (2.6%), *M. incognita*, two (2.6%), *M. arenaria* and *M. javanica*, one (1.3%). One (1.3%) population unidentified in species. In the areas sampled cultivars acerola behave as susceptible to the root-knot nematodes, with highlighted for *M. enterolobii* that prevailed with occurrence in 96% of the areas. For the identification of resistance sources, an experiment was conducted to determine the reproduction of *M. enterolobii* in 22 BAG-acerola accesses of Embrapa Semiarid. The experiment was carried out in a greenhouse, being arranged in a randomized block design with 10 replicates and each plot formed by 10 plants from seeds. Thirty days after germination, the seedlings were transplanted to plastic tubes containing substrate in the proportion of 2:1:1/2 (soil, vermiculite and Multiplant®). After twelve days, the seedlings were inoculated with 350 eggs more juveniles second stage (IP) of *M. enterolobii*. The variables, galls index (GI) and reproduction factor (RF) were determined at 90 days. Initially, each plant had detached the root system of the aerial part for determination of GI. Posteriorly, the roots were processed by blender grinding and centrifugal flotation in sucrose solution to obtain the final population (FP). This value was used to calculate the reproduction factor (RF = FP/IP). Plants with RF<1 were classified as resistant and with RF≥1 as susceptible. Of the 2.200 plants evaluated, 22 (1%) were resistant to this root-knot nematode. The accesses that stood out for resistance were: ACO-13, AOC-14, ACO-18 and BRS Apodi with four to six resistant plants. The resistant plants are being maintained for the conduct of future studies, aiming to subsidy work of genetic improvement to obtain rootstock for the commercial cultivars of the crop.

Keywords: Acerola. α-Esterase. Rootstock. Genetic resistance.

LISTA DE FIGURAS

Pág.

Capítulo I

Figura 1. Locais de amostragem de *Meloidogyne* spp. em áreas de aceroleira em três municípios localizados no Submédio do Vale do Rio São Francisco (Petrolina-PE; Juazeiro-BA e Sobradinho-BA). Os círculos estão representando a frequência de cada espécie de *Meloidogyne* identificada, sendo “A” o número de áreas amostradas e “N” o número de populações em cada município. 51

Figura 2. Representação esquemática de fenótipos da isoenzima α-esterase revelados de populações de *Meloidogyne* spp. (1) e fenótipo de α-esterase e frequências observadas nas 78 populações de *Meloidogyne* spp. provenientes de áreas de aceroleira no Submédio do Vale do Rio São Francisco (2). A) *M. javanica* (J3); B) *M. enterolobii* (VS1-S1); C) *M. incognita* (I1); D) *M. arenaria* (A2); E) *Meloidogyne* sp. (S1); Rm = mobilidade relativa. 52

LISTA DE TABELAS

Pág.

Capítulo I

Tabela 1. Identificação de espécies de *Meloidogyne*, provenientes de áreas de aceroleira do Submédio do Vale do Rio São Francisco, caracterizadas pelo fenótipo de α-esterase. 48

Capítulo II

Tabela 1. Estimativas dos componentes da variância (REML individual) para resistência de 22 acessos de aceroleira a *Meloidogyne enterolobii*. 65

Tabela 2. Frequência (%) de plantas, segundo o índice galhas (IG), em acessos de aceroleira avaliados para a reação a *Meloidogyne enterolobii*. 66

Tabela 3. Estimativas do ganho genético das 22 melhores plantas de acerolas quanto à resistência a *Meloidogyne enterolobii* com base no índice de galhas (IG). 67

Tabela 4. Frequência (%) de plantas resistentes e suscetíveis, segundo o fator de reprodução (FR), em acessos de aceroleira avaliados para a reação a *Meloidogyne enterolobii*. 68

Tabela 5. Estimativas do ganho genético dos cinco melhores acessos de aceroleira quanto à resistência a *Meloidogyne enterolobii* com base no fator de reprodução (FR). 69

SUMÁRIO

Pág.

1 INTRODUÇÃO..... 13
2 FUNDAMENTAÇÃO TEÓRICA..... 14
2.1 A cultura da aceroleira..... 14
2.2 Melhoramento da aceroleira..... 17
2.3 Nematoides parasitas da aceroleira..... 19
2.4 Manejo de nematoides-das-galhas em aceroleira..... 24
3 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS..... 29
4 **CAPÍTULO I: LEVANTAMENTO DE ESPÉCIES DE *MELODOGYNE* EM ACEROLEIRA NO SUBMÉDIO DO VALE DO RIO SÃO FRANCISCO**..... 37
RESUMO..... 37
ABSTRACT..... 38
INTRODUÇÃO..... 38
MATERIAL E MÉTODOS..... 39
Obtenção das amostras..... 39
Caracterização bioquímica..... 40
RESULTADOS..... 41
DISCUSSÃO..... 42
AGRADECIMENTOS..... 45
LITERATURA CITADA..... 45
5 **CAPÍTULO II: IDENTIFICAÇÃO DE FONTES DE RESISTÊNCIA A *Meloidogyne enterolobii* EM ACEROLEIRA**..... 54
RESUMO..... 54
ABSTRACT..... 55
INTRODUÇÃO..... 55
MATERIAL E MÉTODOS..... 56
RESULTADOS E DISCUSSÃO..... 58
CONCLUSÃO..... 61
AGRADECIMENTOS..... 61
REFERÊNCIAS..... 61

1 INTRODUÇÃO

A fruticultura é um importante setor do agronegócio brasileiro. Com uma área de 2,03 milhões de hectares, atualmente, o Brasil se destaca como o terceiro maior produtor mundial de frutas, com cerca de 43 milhões de toneladas (ANUÁRIO BRASILEIRO DA FRUTICULTURA, 2016). Contemplado pela diversidade climática, tipo de solo, ampla extensão territorial e o uso de tecnologias modernas, o País produz frutas tropicais, subtropicais e temperadas durante as quatro estações do ano.

O Brasil é considerado o maior produtor, consumidor e exportador de acerola do mundo. Em área de aproximadamente 7.200 ha, produz em torno de 150 mil toneladas de acerola por ano. O Submédio do Vale do Rio São Francisco, com destaque ao Município de Petrolina, PE, possui cerca de 1.339 ha de aceroleira (CALGARO; BRAGA, 2012).

Apesar da rusticidade que a aceroleira apresenta alguns fatores de ordem fitossanitária, como as doenças causadas por fungos e os danos causados por pragas (pulgão e cochonilha), podem afetar a cultura. Entretanto, os nematoides-das-galhas se destacam como o principal problema da aceroleira, influenciando negativamente a produtividade e a qualidade dos frutos. Nesses últimos anos, os pomares vêm apresentando um decréscimo considerável na produção por causa desses patógenos (CAVICHIOLI et al., 2014). As plantas infectadas apresentam galhas e necroses nas raízes e, consequentemente, se tornam raquíticas, com sintomas de desnutrição, folhas pequenas e amareladas, ramos subdesenvolvidos, cujos reflexos podem ser observados em redução na produtividade e na qualidade dos frutos (CALGARO; BRAGA, 2012; CASTELLANO et al., 2011). Devido à escassez de pesquisas sobre as perdas causadas pelos nematoides-das-galhas na maioria das plantas cultivadas, tais informações em aceroleira ainda são poucas. Mesmo assim, estima-se que 10% das perdas na produção da aceroleira sejam em função do parasitismo dos nematoides nas raízes (COSTA; RITZINGER, 2003).

Em plantas de acerola, *M. incognita* raças 1, 2, 3 e 4; *M. javanica* e *M. arenaria* raça 2 já foram identificados em diferentes regiões produtoras do País (COSTA et al., 1999). Também já foi identificado *M. enterolobii* em aceroleiras da região do Submédio do Vale do Rio São Francisco (CALGARO; BRAGA, 2012).

O controle destes nematoides se torna uma prática difícil em razão da ampla gama de plantas hospedeiras que as principais espécies deste gênero apresentam, o que facilita a sua sobrevivência e disseminação (FREIRE et al., 2002). O uso do controle químico não é viável, pois, atualmente, não existem nematicidas registrados para esta cultura no Brasil (AGROFIT, 2016). Aliado a esse fator, o curto espaço de tempo que ocorre entre a fertilização da flor até o amadurecimento do fruto limita o uso da maioria dos nematicidas químicos, visto que pode haver o acúmulo de resíduos tóxicos no fruto (FREIRE, 1995). Frente a este cenário, o uso de porta-enxerto resistente é a melhor alternativa. Esforços têm sido direcionados para a busca por genótipos de aceroleira resistentes a *M. enterolobii* (GARCIA et al., 2011). Entretanto, ainda não foi encontrado nenhum genótipo resistente a esta espécie no Brasil (SILVA; KRASUSKI, 2012).

Diante do exposto, os objetivos deste trabalho foram realizar um levantamento das espécies de *Meloidogyne* em áreas de aceroleira do Submédio do Vale do Rio São Francisco e avaliar a reação de acessos do Banco Ativo de Germoplasma da Embrapa Semiárido (BAG-Aceroleira) a *M. enterolobii*.

2. FUNDAMENTAÇÃO TEÓRICA

2.1 A cultura da aceroleira

A aceroleira (*Malpighia emarginata* DC.) é uma frutífera nativa das Antilhas e tem sido amplamente distribuída, principalmente em áreas tropicais e subtropicais, incluindo o Sul do Texas e México, América Central, América do Sul e Ásia (ASSIS et al., 2008).

De acordo com Nakasone e Paull (1998), a aceroleira pertence à família Malpighiaceae, gênero *Malpighia*. Esta família botânica inclui cerca de 63 gêneros e 850 espécies, das quais 30 fazem parte do gênero *Malpighia*, com ocorrência, principalmente nas regiões tropicais e subtropicais do continente americano.

A aceroleira é um arbusto perene, de porte médio, atingindo de 2 a 3 metros de diâmetro de copa. Possui tronco único, ramificado e copa densa, formada por numerosos ramos lenhosos, geralmente curvados para baixo. Apresenta folhas simples, opostas, de pecíolo curto e forma que varia de oval a elíptica (KLUGE; REZENDE, 2003). As flores são hermafroditas, com cinco sépalas e

cinco pétalas franjadas, cuja coloração varia, entre os genótipos, de branco a diferentes tonalidades de rosa (ARAÚJO; MINAME, 1994). Os grãos-de-pólen são amarelos, pegajosos, não disseminâveis pelo vento, sendo a polinização dependente de insetos polinizadores nativos como a abelha *Centris dirrhoda*. A viabilidade do pólen pode variar de 10% a 90%, conforme o genótipo (SIQUEIRA et al., 2011). Seus frutos são drupas, com epicarpo fino e mesocarpo carnoso e suculento, podendo apresentar formas redonda, oval ou achatada, pesando de 3 a 16 g. Em frutos maduros, a coloração da polpa pode ser vermelha, amarela ou laranja. A polpa representa, em média, de 70% a 80% do peso total do fruto, com sabor ácido ou subácido, ligeiramente doce ou doce acidulado (OLIVEIRA et al., 2003a).

Na aceroleira, a propagação natural ocorre por via sexuada, porém ainda não está bem definido se ela é uma planta autógama, alógama ou autógama com alta taxa de alogamia (BOSCO et al., 1995). De acordo com Calgaro e Braga (2012), nos pomares de aceroleira, observa-se a ocorrência tanto de autopolinização como de polinização cruzada, sendo, em muitos casos a polinização cruzada responsável pela maior fixação e tamanho dos frutos.

O interesse dos produtores e do mercado consumidor pela aceroleira surgiu a partir de 1940, quando cientistas porto-riquenhos, estudando a composição química do fruto, encontraram altos teores de vitamina C e, por ser uma planta rústica e resistente, propagou-se com facilidade por todo o mundo (BEHLING et al., 2007). Segundo Mezadri et al. (2006), o teor de vitamina C em acerola varia de 695 a 4.827 mg por 100 g de polpa. Esse teor chega a ser 100 vezes superior ao da laranja e 10 vezes ao da goiaba, que são as frutas que apresentam os mais elevados índices desta vitamina. Além disso, a acerola é fonte razoável de vitamina A e ainda contém vitaminas do complexo B, como tiamina (B1), riboflavina (B2) e niacina (B3), e minerais como cálcio, ferro e fósforo, embora os teores sejam baixos. Apresenta alto rendimento de polpa e possui inúmeros usos (RITZINGER; RITZINGER, 2011).

Em função do alto valor nutritivo e da grande capacidade de aproveitamento industrial, a acerola tem atraído o interesse de fruticultores em várias regiões do Brasil (NOGUEIRA et al., 2002). Sua introdução no País se deu por volta da década de 1950, no entanto, seus plantios só ganharam expressão econômica a partir da década de 1990, com o aumento da demanda do produto pelo

mercado interno e externo. A partir de então, a cultura se difundiu praticamente para todo o território nacional (OLIVEIRA; SOARES FILHO; CUNHA, 1998).

No mercado interno, os frutos *in natura*, a polpa congelada e o suco engarrafado são as formas mais comuns de comercialização da acerola (YAMASHITA et al., 2003). Entretanto, a fruta ainda pode ser comercializada na forma de compotas, geleias, barras nutritivas, iogurtes, chás e bebidas para esportistas (CARPENTIERI-PÍPOLO et al., 2002).

No mercado externo, os frutos são exportados na forma de polpa verde ou madura, *in natura* congelados, verdes ou maduros (CARDOSO; LOPES; ALMEIDA, 2003). O Japão é o maior importador de acerola do Brasil, usando os frutos para fabricação de bebidas, incluindo sucos e licores, confeitos, chicletes, ketchup. Na Europa, com destaque para Alemanha, França, Bélgica e Hungria, a acerola é usada basicamente para o enriquecimento de sucos de pera e maçã. Já nos Estados Unidos a sua utilização é maior pela indústria farmacêutica para fabricação de cápsula de vitamina C e compostos vitamínicos (MUSSER, 1995).

No Brasil, há evidências de seu cultivo em pequenos pomares ainda na metade do século XIX, na Quinta de São Cristóvão, cidade do Rio de Janeiro, RJ. Mais tarde foi introduzida para a região Nordeste no ano de 1958, na Universidade Federal Rural de Pernambuco, via sementes provenientes de Porto Rico. Com o aumento da busca pelos produtos derivados da acerola na década de 1990, produtores atraídos pela possibilidade de ganhos elevados, passaram a cultivar a aceroleira de forma mais expressiva. Hoje, os cultivos estão difundidos praticamente em todo o território nacional, com exceção das regiões de clima subtropical e de altitude, sujeitas à baixa temperatura (OLIVEIRA; SOARES FILHO; CUNHA, 1998).

O Brasil é um dos poucos países que cultiva a acerola de forma comercial (LOPES; PAIVA, 2008). Mas, mesmo assim, a produção mundial ainda se distribui nos países de Barbados, Colômbia, Costa Rica, Cuba, Estados Unidos, Porto Rico, Guiana Francesa, Filipinas, Haiti, México, Peru, Suriname, Venezuela, Vietnã e alguns países da África (MANICA et al., 2003).

Como principais importadores, destacam-se os Estados Unidos, Japão, Alemanha, França, Porto Rico, Barbados, Trinidad, Hungria, São Vicente, Coreia e Israel, que juntos importam aproximadamente 40% do volume

produzido na forma de frutos e produtos de acerola (CORRÊA et al., 2002; CARDOSO; LOPES; ALMEIDA, 2003).

Na região Nordeste, encontram-se as maiores áreas de aceroleira do País, com cerca de 3.100 ha cultivados. Esta área lhe destaca como a maior produtora de acerola, com mais de 64% da produção nacional. Como principais estados produtores, destacam-se Pernambuco com 23,11% da produção nacional de acerola; seguido pelo Ceará, com 14,32%; São Paulo, com 11,39% e Bahia, com 10,48% (CALGARO; BRAGA, 2012).

No Submédio do Vale do Rio São Francisco, a aceroleira pode produzir até oito safras anuais, assegurando maior regularidade na renda dos pequenos produtores, absorvendo mão de obra intensiva e, ainda, contribuindo para a fixação das famílias em comunidades próximas dos perímetros irrigados (GONZAGA NETO; SOARES, 1994). Em áreas de cultivos comerciais, é registrada produção média de 20 t/ha/ano, podendo chegar, em alguns casos, a 50 t/ha/ano (CALGARO; BRAGA, 2012).

Até o momento, existem 14 cultivares de aceroleira registradas no Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. No entanto, na literatura especializada, são relatados 25 clones em uso nos pomares brasileiros. Destes, oito são cultivados em maior ou menor escala no Submédio do Vale do Rio São Francisco. As cultivares mais plantadas nesta parte do Nordeste brasileiro são ‘Junko’, ‘Flor Branca’, ‘BRS Sertaneja’, ‘Costa Rica’, ‘Okinawa’, ‘Nikki’, ‘Coopama Nº 1’ e ‘BRS Cabocla’ (SOUZA et al., 2013).

2.2 Melhoramento da aceroleira

Os primeiros trabalhos de melhoramento da aceroleira, no Brasil, tiveram início na década de 1970 e foram conduzidos pelas cooperativas de imigrantes japoneses do Norte do País (LOPES; PAIVA, 2008). De acordo com Oliveira et al. (2003a), plantios comerciais de aceroleira foram estabelecidos com base em mudas provenientes de sementes, havendo, em decorrência disto, grande perda de uniformidade entre as plantas, com reflexos negativos na produtividade e na qualidade de frutos. Entretanto, Gonzaga Neto e Soares (1994) afirmaram que essa forma de obtenção das cultivares foi responsável pela ampla variabilidade genética existente até hoje, tendo constituído uma excelente fonte de recursos genéticos.

De acordo com Ritzinger e Ritzinger (2011), as cultivares de aceroleira são desenvolvidas a partir de plantas oriundas de sementes associadas à clonagem, via propagação vegetativa. Geralmente, trata-se de plantas que apresentaram características fenotípicas notáveis em áreas de cultivo comercial ou experimental e, por essa razão, foram coletadas e passaram a ser propagadas vegetativamente em maior escala. Algumas delas foram selecionadas pelos próprios produtores em seus pomares, enquanto outras foram desenvolvidas por instituições privadas ou públicas como cooperativas, agroindústrias, universidades e centros de pesquisa.

Frente às dificuldades encontradas para o estabelecimento da cultura, devido a problemas de natureza biótica, os programas de melhoramento da aceroleira têm voltado à atenção a resistência contra pragas e doenças. Assim, estudos têm sido realizados à procura de genótipos resistentes aos nematoides-das-galhas, um dos principais problemas fitossanitários da cultura da aceroleira.

A aceroleira tem sido propagada por semente, estaquia, enxertia e micropropagação (LORENZI et al., 2006). Contudo, em função da maior uniformidade dos pomares, os produtores têm preferido o uso da propagação vegetativa (OLIVEIRA et al., 2003b). De acordo com Gonzaga Neto (1995) e Oliveira et al. (2003b), as mudas originadas de enxertia desenvolvem um sistema radicular mais vigoroso, que explora um maior volume de solo. Também apresentam raiz pivotante, que promove maior sustentação da planta no solo, uma condição favorável para pomares instalados em regiões sujeitas a ventos fortes. Outra vantagem desta técnica é que, a partir do momento em que os trabalhos de melhoramento disponibilizarem clones resistentes a nematoides-das-galhas, a enxertia passará a ser de uso indispensável para a formação dos pomares.

Em busca de genótipos superiores, os programas de melhoramento procuram maximizar o ganho genético para as características de valor econômico, com o uso de modelos estatísticos específicos, considerando o delineamento utilizado, buscando alta precisão experimental e acurácia seletiva elevada (MARTINEZ, 2011).

Dentre as metodologias disponíveis para melhoramento de espécies perenes, o uso de modelos mistos do tipo REML (máxima verossimilhança restrita) BLUP (melhor predição linear não viciada) na predição de valores

genéticos em indivíduos com potencialidade para seleção se mostra bastante eficaz. O REML é um método eficiente no estudo das diversas fontes de variação agregadas à avaliação fenotípica em seus vários componentes genéticos, ambientais e de interação genótipo x ambiente (RESENDE, 2007). O BLUP consiste basicamente na predição de valores genéticos dos efeitos aleatórios do modelo estatístico associados às observações fenotípicas, ajustando-se os dados aos efeitos fixos e, ao número desigual de informações nas parcelas por meio de metodologia de modelos mistos. Esse método maximiza a acurácia seletiva e permite o uso simultâneo de várias fontes de informações, como as ocorridas em vários experimentos, em um ou em vários lugares e em uma ou várias colheitas (REZENDE, 2016).

O REML/BLUP é um método de fácil uso e interpretação, desenvolvido para auxiliar no melhoramento de plantas alógamas, autógamas e de propagação clonal. Esse método tem sido usado por instituições públicas e privadas no melhoramento de plantas como café, soja, arroz, eucalipto, cana-de-açúcar, acerola, cupuaçu, feijão, leucena, batata e manga (RESENDE, 2016).

Paiva et al. (2007) usando a metodologia REML/BLUP, avaliaram o desempenho de 1.152 plantas de acerola quanto ao rendimento do fruto, altura da planta, diâmetro da copa, aspecto físico-químico do fruto, e selecionaram 38 plantas superiores.

Também, Petek, Serra e Fonseca, (2008) utilizaram a metodologia REML/BLUP na predição de valores genéticos aditivos para seleção de cultivares de café mais resistentes à ferrugem e relataram que o método facilita a escolha dos indivíduos geneticamente melhores, promovendo a maximização do ganho genético por ciclo de seleção.

Maia et al. (2009), estudando a aplicabilidade do modelo misto REML/BLUP, na avaliação de clones de cajueiro precoce, para a identificação de genótipos que reúnam, alta produtividade, adaptabilidade e estabilidade genotípicas, comprovaram a eficiência do modelo, indicando-o para fazer parte de critérios seletivos na rotina dos programas de melhoramento do caju.

2.3 Nematoides parasitas da aceroleira

Os nematoides fitoparasitas são considerados importantes agentes patogênicos para diversas culturas de valor econômico. O gênero *Meloidogyne*,

que inclui os chamados nematoides-das-galhas, é o mais importante, com mais de 100 espécies descritas (FERRAZ; BROWN, 2016).

Os nematoides-das-galhas pertencem ao Reino Animal, Filo Nematoda; Classe Chromadorea; Subclasse Chromadoria; Ordem Rhabditida; Subordem Tylenchina; Infraordem Tylenchomorpha; Superfamília Tylenchoidea; Família Meloidogynidae; Subfamília Meloidogyninae; Gênero *Meloidogyne*, conforme a classificação proposta por De Ley e Blaxter (2002).

De acordo com Eisenback e Triantaphyllou (1991), os nematoides-das-galhas são parasitas obrigatórios e possuem, como uma de suas características, o dimorfismo sexual. As diferenças gerais na forma do corpo entre machos e fêmeas são estabelecidas durante o desenvolvimento pós-embrionário do nematoide. Os machos são vermiformes e medem de 1,2 a 1,5 mm de comprimento por 30 a 36 µm de diâmetro. As fêmeas são globosas, com formato de pera quando adultas e chegam a medir 0,40 a 1,3 mm de comprimento por 0,21 a 0,75 mm de diâmetro (CARES; BLUM; ANDRADE, 2006).

Nesse gênero, as fêmeas podem depositar até 400 ovos, em um período que chega a se estender por três a quatro meses (FERRAZ; BROWN, 2016). Os ovos são colocados em um único local da raiz em meio ao parênquima cortical (interno) ou sobre a superfície das raízes (externo), originando típico aglomerado ou massa, sendo esses ovos cobertos por uma substância gelatinosa secretada pelas glândulas retais da fêmea, que flui através do ânus durante o período de ovoposição (FERRAZ; MONTEIRO, 2011). Os mesmos autores relatam que, durante o ciclo desses nematoides, ocorrem quatro trocas de cutícula ou ecdises, sendo os períodos entre duas trocas seguidas denominados estádios juvenis e, após a quarta ecdise, o nematoide entra na fase adulta.

No interior do ovo, encontra-se o juvenil de 1º estádio (J_1) que, ainda dentro do ovo, sofre a primeira ecdise, originando o juvenil de 2º estádio (J_2), sendo esta a fase infectante do gênero *Meloidogyne*. Após a eclosão, o J_2 migrar no solo à procura de raízes de planta hospedeira. Ao penetrar na raiz, o J_2 atravessa o parênquima cortical e se posiciona na região anterior da periferia do cilindro vascular, ao nível da endoderme/periciclo. Após estabelecer-se no interior da raiz, o J_2 inicia o parasitismo, incitando, mediante a injeção de secreções esofagianas, através do estilete, a formação de células nutridoras.

Estas são essenciais à alimentação e ao desenvolvimento do nematoide, que logo se mostra mais robusto com o corpo na forma salsichoide. Ao atingir o máximo crescimento, o J_2 sofre a segunda ecdise, passando à forma juvenil de 3º estádio (J_3), que logo em seguida, dá origem ao juvenil de quarto estádio (J_4). Este, ao sofrer a quarta ecdise, dará origem aos adultos com estilete e esôfago regenerados (FERRAZ; MONTEIRO, 2011).

De acordo com Perry e Aumann (1998), as plantas exercem atração sobre esses nematoides por meio de compostos orgânicos presentes em exsudados, secreções e mucilagens liberados pelas raízes, os quais são perceptíveis aos órgãos sensoriais dos fitonematoides, como os anfídios.

O ciclo de vida dos nematoides-das-galhas é fortemente afetado pela temperatura, umidade e planta hospedeira e se completa em três a quatro semanas em condições favoráveis (FERRAZ; MONTEIRO, 2011). Contudo, os nematoides-das-galhas reduzem ou paralisam por completo as suas atividades vitais em temperaturas superiores a 40 °C ou inferiores a 5 °C (FERRAZ, 2001).

No gênero *Meloidogyne*, estão os nematoides fitoparasitas de maior importância econômica, pela ampla distribuição geográfica e alto grau de polifagia. *Meloidogyne incognita*, *M. javanica*, *M. arenaria* e *M. hapla*, constituem as espécies de nematoides-das-galhas, mundialmente, mais importantes. Recentemente, *M. enterolobii*, *M. chitwoodi*, *M. exigua*, *M. fallax*, *M. minor e M. paranaensis*, têm apresentado importância por causa do alto potencial dessas espécies em causar significativos danos à agricultura mundial (MOENS; PERRY; STARR, 2009; WESEMAEL; VIAENE; MOENS, 2011).

De acordo com Brito et al. (2004), esses indivíduos causam redução na qualidade e produtividade das culturas de importância agrícola, promovendo grandes prejuízos para os produtores.

As perdas mundiais causadas pelos fitonematoides foram estimadas entre 12 e 15% do valor total da produção agrícola. Na agricultura americana, essas perdas foram estimadas em US$ 8 bilhões/ano (BARKER et al., 1994). No Brasil, a quantificação das perdas não é precisa por causa das interações com os danos provocados por outras pragas e doenças, condições climáticas, presença de plantas invasoras e inadequação de tratos culturais (RITZINGER; FANCELLI, 2006).

Dentre os problemas de natureza biótica que atingem a aceroleira no Semiárido brasileiro, aqueles causados por nematoides são os de maior importância econômica (FREIRE, 1995). Entretanto, em função da escassez de nematologistas e pesquisas sobre as perdas causadas pelos nematoides, na maioria das plantas cultivadas, existem poucas informações sobre estimativas de perdas (FERRAZ; MONTEIRO; INOMOTO, 1989; FRANCO; PONTE, 1989; SHARMA; JUNQUEIRA, 1993). No entanto, é provável que pelo menos 10% dos danos na produção seja em função dessa infecção. Nas plantas infectadas por esses nematoides, observam-se galhas nas raízes, e que constituem o sintoma primário da doença. Como sintomas reflexos, as plantas se apresentam raquíticas, com sintomas de desnutrição, com folhas pequenas e amareladas, ramos subdesenvolvidos, sem brotações e com poucas folhas, podendo exibir partes secas e poucos frutos na planta por causa do abortamento de flores. Consequentemente, ocorre redução na qualidade e quantidade dos frutos (CALGARO; BRAGA, 2012; RITZINGER; RITZINGER, 2011).

Os nematoides-das-galhas estão, sem dúvida, dentre os patógenos mais prejudiciais para a aceroleira. Em estudos realizados nas áreas produtoras do Brasil, esta constatação também tem sido confirmada com a identificação de *M. incognita* raças 1, 2, 3 e 4, *M. javanica* e *M. arenaria* raça 2 (FERRAZ; MONTEIRO; INOMOTO, 1989). Ainda os mesmos autores afirmam que a aceroleira apresenta resistência a *Pratylenchus brachyurus*, *M. graminicola*, *Radopholus similis*, *Rotylenchulus reniformis* e *Tylenchulus semipenetrans*.

Segundo Costa et al. (1999), *M. incognita* e *M. javanica* são as espécies mais frequentes e responsáveis por danos em aceroleiras e menor sobrevivência das plantas. Também, Dias-Ariera et al. (2010), em levantamento de fitonematoides associados a frutíferas na região Noroeste do Paraná, encontraram *M. incognita* em 100% das amostras de raízes de aceroleira.

Recentemente, em estudos de levantamento das espécies de *Meloidogyne* associadas a vegetais em microrregiões do Estado do Ceará, Silva, Santos e Silva (2016) identificaram *M. incognita* e *M. enterolobii* em aceroleira. Já no Estado de São Paulo, a ocorrência de *M. enterolobii* em pomares de aceroleira foi relatada nos municípios de Junqueirópolis e de Garça (BUENO et al., 2007; GARCIA et al., 2011). Humphreys et al. (2012) também relataram a infecção de raízes de aceroleira por este nematoide na Costa Rica.

Meloidogyne enterolobii é um patógeno polifágo que inclui das plantas cultivadas até as plantas daninhas em sua gama de espécies hospedeiras. Apresenta alta virulência e potencial reprodutivo, quando comparado com *M. incognita* e *M. arenaria* (KIEWNICK; DESSIMOZ; FRANCK, 2009).

Em estudos realizados pela EPPO (2008), *M. enterolobii* tem sido identificado em várias matérias-primas importadas vindas de diferentes partes do mundo. Este patógeno é relatado desde 1991 nos países baixos, em material vegetal proveniente da Ásia, América do Sul e África. No Brasil, este nematoide foi assinalado pela primeira vez nos municípios de Petrolina, PE e Curaçá, BA, provocando danos severos em goiabeiras (*Psidium guajava* L.) (CARNEIRO et al., 2001). Os mesmos autores descreveram este fitonematoide como *M. mayaguensis*. Atualmente, *M. mayaguensis* é considerada espécie sinônima de *M. enterolobii* (HUNT; HANDOO, 2009). Tal fato se deve aos resultados de dados morfológicos e de gama de hospedeiras serem semelhantes. Além disso, os fenótipos para as enzimas esterase e malato desidrogenase e as sequências do mtDNA são idênticos.

Posteriormente, foram realizados outros registros dessa espécie em diversos estados do Brasil, incluindo Rio Grande do Norte (TORRES et al., 2004), Rio de Janeiro (LIMA et al., 2005), São Paulo (CARNEIRO et al., 2006a), Paraná (CARNEIRO et al., 2006b), Piauí (SILVA et al., 2006), Espírito Santo (LIMA et al., 2007), Mato Grosso (ALMEIDA et al., 2008), Maranhão (SILVA et al., 2008), Rio Grande do Sul e Santa Catarina (GOMES; COUTO; CARNEIRO, 2008), Goiás (SIQUEIRA et al., 2009), Tocantins (CHARCHAR et al., 2009), Ceará (TORRES et al., 2005), Alagoas (CASTRO; SANTANA, 2010) e Minas Gerais (OLIVEIRA et al., 2007). Alem desses, conforme citado por Castro e Santana (2010), outros autores já relataram a ocorrência de *M. enterolobii* nos estados da Paraíba e do Mato Grosso do Sul.

Meloidogyne enterolobii, diferente das demais espécies de nematoides-das-galhas, apresenta virulência contra plantas que carregam genes de resistência, e é considerado altamente agressivo, desenvolvendo-se em plantas portadoras de genes de resistência como algodão, batata-doce, tomate (gene *Mi-1*), batata (gene *Mh*), soja (gene *Mirl*), pimentão (gene *N*), pimentão-doce (gene *Tabasco*) e feijão-caupi (gene *RK*) (CASTAGNONE-SERENO, 2012).

Dentre as hospedeiras dessa espécie, há frutíferas, como goiabeira, aceroleira, mamoeiro, abacaxizeiro; culturas anuais, como algodoeiro, soja,

feijoeiro, fumo; hortaliças, como berinjela, tomateiro, pimenteira, pimentão, batateira, bata-doce, melancieira, meloeiro, abóbora, repolho, aipo, salsinha, brócolis; além de plantas daninhas, com trombeta-de-anjo, olho-de-dragão, maria-pretinha, borboleta-azul, picão-preto, caruru-amargoso, caruru-gigante e jurubeba (BRITO et al., 2004; CARNEIRO et al., 2001, 2006a; RODRIGUEZ; SANCHEZ; ROWE, 2003; SILVA; SANTOS; SILVA, 2016; YE et al., 2013).

Para Castagnone-Sereno (2012), *M. enterolobii* é uma ameaça a diversas culturas de interesse econômico, sendo que, mesmo em infestação inicial baixa, pode danificar muito o cultivo. Apenas no Submédio do Vale do Rio São Francisco, pomares de goiabeira infectados com esta espécie foram reduzidos em mais de 70%, saindo de 6000 ha no ano 2000 para 1668 ha em 2006 (CARNEIRO et al., 2007).

2.4 Manejo de nematoides-das-galhas em aceroleira

O controle de nematoides parasitos de plantas, de maneira geral, é difícil de ser realizado. Tratando-se do gênero *Meloidogyne*, torna-se ainda mais complexo, principalmente, pela ampla gama de hospedeiras da maioria das espécies, o que facilita a sobrevivência (FREIRE et al., 2002). Dessa forma, medidas preventivas devem ser adotadas a fim de evitar a introdução desses nematoides nas áreas livres, principalmente, com a utilização de mudas sadias.

A ampla distribuição geográfica de algumas espécies de *Meloidogyne*, consideradas cosmopolitas, é facilmente compreendida pelo alto grau de polifagia, somado ao comércio irregular de mudas e materiais de propagação vegetativa, parasitados por espécies de *Meloidogyne*, que vem ocorrendo há décadas (FERRAZ, 2001). De acordo com Gonzaga Neto e Soares (1994), os pomares da região do Submédio do Vale do Rio São Francisco foram originados por mudas não certificadas; tal ação desencadeou rápida disseminação dos nematoides-das-galhas em função de as mudas infectadas serem facilmente implantadas nas áreas livres do patógeno.

Dentre os métodos de controle realizados pelos produtores de acerola, pode-se destacar o controle cultural como o mais adotado. Nesse método, as práticas culturais são usadas para minimizar os efeitos da doença sobre a produção das plantas cultivadas.

Nas áreas em que os nematoides não estão presentes, recomenda-se aplicar o princípio da exclusão que visa impedir a entrada do patógeno na área

(FERRAZ et al., 2010). De acordo com Ritzinger e Fancelli (2006), a adoção de mudas sadias, produzidas em substratos não infestados, e o plantio dessas mudas em áreas livres com adição de matéria orgânica e adubação química adequada, constituem as medidas de controle mais eficazes desses nematoides. Ainda, Calgaro e Braga (2012) recomendam evitar o deslocamento de máquinas e equipamentos de áreas infestadas para áreas indenes, impedindo, assim, a disseminação do patógeno.

Entretanto, quando o plantio é realizado sob a presença dos nematoides-das-galhas, as medidas de controle são adotadas visando manter essas populações em níveis de baixa infestação, considerados não prejudiciais para a cultura. De acordo com Calgaro e Braga (2012), o manejo da nutrição, com a utilização de esterco de animais ou composto orgânico, favorece o desenvolvimento de organismos que atuam no controle dos nematoides. O esterco deve ser bem curtido e não deve ser incorporado ao solo para evitar a disseminação do nematoide. Também, recomendam evitar a consorciação com plantas suscetíveis aos nematoides-das-galhas, pois essa prática contribui para aumentar a população do patógeno na área.

Vários mecanismos estão envolvidos na ação da matéria orgânica sobre os nematoides (MIAN; RODRÍGUEZ-KÁBANA, 1982; OKA, 2010). O processo de decomposição do vegetal libera compostos tóxicos aos nematoides, a exemplo dos fenóis, terpenos, diterpenos e taninos. Esses resíduos ainda agem no crescimento da microflora e microfauna antagônica aos nematoides, como os fungos, actinomicetos e bactérias que produzem enzimas ou metabólitos tóxicos.

Em estudos sob condições de casa de vegetação, Lopes et al. (2009) avaliaram o efeito de torta de mamona e sementes trituradas de feijão-de-porco sobre *M. javanica* em raízes de tomateiro. Os autores observaram que o número de ovos foi reduzido em 18 e 48% com a incorporação ao solo da torta de mamona na concentração de 0,5 e 1,0%, respectivamente. Quando foi incorporada a semente triturada de feijão-de-porco nas mesmas concentrações, houve respectiva redução de 81 e 98% do número de galhas e de 76 e 95% do número de ovos do nematoide.

Souza et al. (2006) avaliaram o efeito de diferentes adubações orgânicas sobre *M. mayaguensis* (sin. *M. enterolobii*) em goiabeiras e verificaram que os tratamentos diminuíram a população do nematoide no solo, em especial a

adubação realizada com esterco bovino. Esta adubação manteve a produção do pomar em 65% daquela obtida em plantios isentos do nematoide.

Silva e Pereira (2008) estudaram o efeito de folhas de nim (*Azadirachta indica*) incorporadas ao solo sobre o complexo *Fusarium oxysporum* f. sp. *vasinfectum* e *M. incognita* em quiabeiro e observaram efeito positivo do nim que promoveu o controle do nematoide em 92%, do fungo em 72% e da interação fungo x nematoide em 68%. De forma semelhante, Almeida et al. (2012) avaliaram o efeito de diferentes compostos orgânicos contra *M. enterolobii* em casa de vegetação e em campo e verificaram que a farinha de carne e osso reduziu a reprodução do nematoide.

Outras medidas usadas para o controle dos nematoides na aceroleira é o uso adequado da adubação e da irrigação que aumentam a tolerância da cultura e a sustentabilidade no agrossistema. A solarização, por meio da cobertura do solo com um filme plástico transparente, causa a redução da população dos nematoides (RITZINGER; FANCELLI, 2006). Também se recomenda a utilização de plantas antagônicas como *C. paulinea*, mucuna-preta e cravo-de-defunto (FERRAZ; BROWN, 2016; MCSORLEY, 1992). Essas plantas atuam produzindo compostos tóxicos no solo ou atraindo os nematoides para suas raízes, causando-lhes a morte antes que eles completem o seu ciclo. As espécies antagônicas devem ser plantadas em volta das aceroleiras infectadas e devem ser incorporadas antes do florescimento.

Zavaleta-Mojia, Castro e Zamudio (1993), estudando o efeito do cultivo e da incorporação de *Tagetes erecta* sobre a população e infecção de *M. incognita* em pimentão, observaram que o cultivo de *T. erecta*, e posterior incorporação ao solo, reduziu, em 88%, o índice de galhas nas raízes de pimentão e o número de juvenis de segundo estádio no solo.

Andrade e Ponte (1999) avaliaram a eficiência de *C. spectabilis* em consórcio com quiabeiro sobre a população de *M. incognita* e observaram que a leguminosa reduziu o número de galhas formadas pelo nematoide.

Além do método de controle cultural, o controle biológico também se mostra promissor no combate aos nematoides-das-galhas. Pesquisas direcionadas para esse tipo de controle têm observado a ação antagonista de alguns fungos e bactérias. Dentre as bactérias, *Bacillus cereus*, *B. subtilis*, *B. sphaerricus*, *B. thuringiensis*, *B. thuringiensis* var. *israelenses*, *Pseudomonas flurescens*, *P. chloororaphis*, *Burkholderia cepacia* e *Pausteria penetrans* são as mais

estudadas e, eficientes no controle desses patógenos (FREIRE, 1995; JONATHAN et al., 2000). Entre os fungos, os mais estudados são os parasitas de ovos e de fêmeas, com destaque para *Paecilomyces lilacinus* e *Pochonia chlamydosporia* (NORDBRING-HERTZ; JANSSON; TUNLID, 2002). Atualmente, no MAPA, já existe registro de nematicidas biológicos como o Nemat e o Risotec, cujo, principio ativo são os fungos *P. lilacinus* e *P. chlamydosporia* (AGROFIT, 2016).

Araújo e Marchesi (2009), estudando a ação de *B. subtilis* (PRBS-1) como agente de supressão de nematoides-das-galhas no cultivo de tomateiro, observaram que a bactéria foi eficiente, promovendo o crescimento das plantas e reduzindo a população de *Meloidoyne* spp. Também Jonathan et al. (2000), estudando a ação de rizobactérias promotoras de crescimento, actinomicetos e *P. penetrans* sobre *M. incognita* em tomateiro e bananeira, verificaram que as bactérias favoreceram o crescimento das culturas e reduziram o desenvolvimento de galhas causadas pelo nematoide.

O efeito de *P. lilacinus* contra *M. javanica* foi avaliado por meio da mistura do fungo ao substrato na produção de mudas de tomateiro (FREITAS; FERRAZ; ALMEIDA, 1999). Os autores observaram que houve redução no número de galhas por grama de raiz e por sistema radicular, respectivamente, em 61,1% e 55,8%.

Arévalo et al. (2012) avaliaram, em casa de vegetação, o efeito de *P. chlamydosporia* no controle de *M. enterolobii* em hortaliças e obtiveram 55% de redução no número de ovos. Também, Carneiro et al. (2011) utilizaram *P. chlamydosporia* em goiabeiras atacadas por *M. enterolobii* e observaram redução populacional do nematoide. Isto, porém, não foi suficiente para minimizar o número de galhas, o que reforça a necessidade de mais pesquisas sobre controle biológico dessa espécie.

Em relação ao controle químico, no Brasil, ainda não existem nematicidas registrados para a cultura da aceroleira e, por isso, tais produtos não podem ser empregados em cultivos infestados pelos nematoides-das-galhas. Além disso, o uso de nematicidas na aceroleira é dificultado pelo curto período, de aproximadamente três semanas, que decorre desde a fertilização da flor até o amadurecimento do fruto. Essa prática implicaria num acúmulo de resíduos tóxicos nos frutos, sabendo que a maioria dos nematicidas apresenta longo período de carência (FREIRE, 1995).

Paralelo a esses métodos de controle para reduzir os danos causados pelos nematoides-das-galhs na cultura da aceroleira, estudo em busca de porta-enxerto resistente e adaptado às condições do Semiárido vem sendo realizado, considerando a grande importância que a resistência genética apresenta no combate aos problemas de ordem fitossanitária. Segundo Costa e Ritzinger (2003), a utilização de genótipos resistentes se mostra como a medida mais eficaz e econômica no controle dos nematoides-das-galhas em diversas culturas. Entretanto apesar dos esforços empregados na busca por resistência aos nematoides-das-galhas na cultura da aceroleira, ainda são poucos os casos de sucesso.

Costa et al. (1999) avaliaram a reação de dez genótipos de *Malpighia punicifolia* L. a *M. javanica* e *M. arenaria*, mais todos os genótipos foram suscetíveis. Em estudo semelhante Gomes et al. (2000) avaliaram, em casa de vegetação, resistência de 11 clones de aceroleira a *M. javanica*, e selecionaram dois que apresentaram resistência, com fatores de reprodução iguais a 0,52 e 0,60. Rossiter et al. (2008) avaliaram a reação de 18 genótipos de aceroleira a *M. incognita* raça 2 e observaram que todos os genótipos foram suscetíveis.

Na Venezuela, Castellano et al. (2011) avaliaram sete variedades de aceroleira (Cs, Cs1, Cs2, Cm1, Cm2, Cm3 e Cb) quanto à resistência a *M. enterolobii*. Apenas a variedade Cm2 foi resistente ao nematoide.

Em continuidade aos estudos desenvolvidos no Brasil, Cavichioli et al. (2014) estudaram os clones Cereja-BRS-236, Fruta Cor-BRS-238, Roxinha-BRS-237, Mirandópolis, Japi e as variedades Okinawa, Olivier e Waldy-CATI quanto à resistência a *M. enterolobii*, porém todos os clones e variedades testados se comportaram como suscetíveis. Da mesma forma, Moreira et al. (2016), avaliaram a reação de dez genótipos de aceroleira do Banco ativo de germoplasma da Universidade Federal Rural de Pernambuco, e constataram suscetibilidade em todos os genótipos.

3 REFERÊNCIAS BIBLIÓGRAFICAS

AGROFIT. **Sistema de produtos fitossanitários**. Brasília: Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. Disponível em: <http:/www.agricultura.gov.br>. Acesso em: 01 dez. 2016.

ALMEIDA, E. J. et al. Novos registros sobre *Meloidogyne mayaguensis* no Brasil e estudo morfológico comparativo com *M. incognita*. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v. 32, n. 3, p. 236-241, maio. 2008.

ALMEIDA, A. M. et al. Greenhouse and field assessment of different organic compounds against guava-parasitic *Meloidogyne enterolobii*. **Bragantia**, Campinas, v. 71, n. 1, p. 67-74, maio. 2012.

ANDRADE, C. A.; PONTE, J. J. Efeito de plantio em camaleão e do consórcio com *Crotalaria spectabilis* no controle de *Meloidogyne incognita* em quiabeiro. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v. 23, n. 1, p. 11-16, mar. 1999.

ANUÁRIO BRASILEIRO DA FRUTICULTURA. Santa Cruz do Sul. Editora Gazeta Santa Cruz, 2016, 88p.

ARAÚJO, P. S. R.; MINAMI, K. **Acerola**. Campinas: Fundação Cargill, 1994, 81p.

ARAÚJO, F. F.; MARCHESI, G. V. P. Uso de *Bacillus subtilis* no controle da meloidoginose e na promoção do crescimento do tomateiro. **Ciência Rural**, Santa Maria, v. 39, n. 5, p. 1558-1561, ago. 2009.

ARÉVALO, J. et al. *Pochonia chlamydosporia* (Goddard) Zare y Gams como potencial agente de control biológico de *Meloidogyne enterolobii* (Yang y Eisenback) en cultivos hortícolas. **Revista Protección Vegetal**, La Habana, v. 27, n. 2, p. 123-129, mar. 2012.

ASSIS, S. A. et al. Acerola: importance, culture conditions, production and biochemical aspects. **Fruits**, v. 63, n. 2, p. 93-101, mar. 2008.

BARKER, K. R. et al. Plant and soil nematodes: societal impact and focus for the future. **Journal of Nematology**, Lakeland, v. 26, n. 2, p. 127-137, june. 1994.

BEHLING, A. et al. **Cultura da Acerola.** Frederico Westphalen: Universidade Federal de Santa Maria, 2007.

BOSCO, J. et al. Pesquisa e extensão com acerola na Paraíba. In: SÃO JOSÉ, A. R.; ALVES, R. E. (Ed.). **Acerola no Brasil: produção e mercado**. Vitória da Conquista: Universidade Estadual do Sudoeste da Bahia, 1995, p. 124-129.

BRITO, J. A. et al. Morphological and molecular characterization of *Meloidogyne mayaguensis* from Florida. **Journal of Nematology**, Lakeland, v. 3, n. 3, p. 232-240, sept. 2004.

BUENO, P. R. R. et al. Primeiro relato de ocorrência do nematoide *Meloidogyne mayaguensis* em acerola, na região de Garça, SP. **Revista Cientifica Eletrônica de Agronomia**, Concórdia, v. 8, n. 12, dez. 2007.

CALGARO, M.; BRAGA, M. B. **A Cultura da Acerola**. Ed. 3. Brasília: Embrapa, 2012, 144p.

CARDOSO, C. E. L.; LOPES, R. L.; ALMEIDA, C. O. Aspectos econômicos. In: RITZINGER, R.; KOBAYASHI, A. K.; OLIVEIRA, J. R. P. **A cultura da aceroleira**. Cruz das Almas: Embrapa Mandioca e Fruticultura, 2003, p.185-198.

CARES, J. E.; BLUM, L. E. B.; ANDRADE, E. P. Nematologia vegetal: uma introdução. In: BLUM, L. E. B.; CARES, J. E.; UESUGI, C. H. **Fitopatologia**: o estudo das doenças de plantas. Brasília: Otimismo, 2006, p. 128-166.

CARNEIRO, R. M. D. G. et al. Primeiro registro de *Meloidogyne mayaguensis* em goiabeira no Brasil. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v. 25, n. 2, p. 223-228, nov. 2001.

CARNEIRO, R. M. D. G. et al. Primeiro registro de *Meloidogyne mayaguensis* parasitando plantas de tomate e pimentão resistentes a meloidoginose no estado de São Paulo. **Nematologia Brasileira**, Brasília, v. 30, n. 1, p. 81-86, mar. 2006a.

CARNEIRO, R. G. et al. Identificação de *Meloidogyne mayaguensis* em goiabeira e em plantas invasoras, em solo argiloso, no Estado do Paraná. **Nematologia Brasileira**, Brasília, v. 30, n. 3, p. 293-298, nov. 2006b.

CARNEIRO, R. M. D. G. et al. Resistance to *Meloidogyne mayaguensis* in *Psidium* spp. accessions and their grafting compatibility with *Psidium guajava* cv. Paluma. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v. 32, n. 4, p. 281-284, july. 2007.

CARNEIRO, R. M. D. G. et al. Effect of nematophagous fungi on reproduction of *Meloidogyne enterolobii* on guava (*Psidium guajava* L.) plants. **Nematology**, Leiden, v. 13, n. 6, p. 721-728, nov. 2011.

CARPENTIERI-PÍPOLO, V. et al. Novas cultivares de acerola (*Malpighia emarginata* D.C.). UEL 3 (Dominga) – UEL 4 (Lígia) - UEL 5 (Natália). **Revista Brasileira de Fruticultura,** Jaboticabal, v. 24, n. 1, p. 124-126, abr. 2002.

CASTAGNONE-SERENO, P. *Meloidogyne enterolobii* (= *M. mayaguensis*): profile of an emerging, highly pathogenic, root-knot nematode species. **Nematology**, Leiden, v. 14, n. 2, p. 133-138, aug. 2012.

CASTELLANO, G. et al. Reacción de cultivares de cerecita (*Malpighia glabra*) a *Meloidogyne enterolobii* (Nematoda: Meloidogynidae). **Fitopatologia Venezolana**, San Vicente del Raspeig, v. 24, n. 1, p. 25-27, jun. 2011.

CASTRO, J. M. C; SANTANA, T. A. S. Primeiro registro de *Meloidogyne enterolobii* em goiabeira no estado de Alagoas. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v. 34, n. 3. p. 169-171, jun. 2010.

CAVICHIOLI, J. C. et al. Reação de aceroleira (*Malpighia emarginata* D.C.) à *Meloidogyne enterolobii*. **Revista Brasileira de Fruticultura**. Jabuticabal, v. 36, n. 1, p. 156-160, mar. 2014.

CHARCHAR, J. M. et al. Ocorrência de *Meloidogyne mayaguensis* em goiabeira no Estado do Tocantins. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v. 33, n. 2, p. 182-186, out. 2009.

CORRÊA, F. L. O. et al. Acúmulo de nutrientes em mudas de aceroleira adubadas com fósforo e zinco. **Revista Brasileira de Fruticultura**. Jaboticabal, v. 24, n. 3, p. 765-769, dez. 2002.

COSTA, D. C. et al. Identificação de populações *de Meloidogyne* spp. em raízes de aceroleira (*Malpighia punicifolia*). **Nematologia Brasileira**, Brasília, v. 23, n. 1, p. 77-80, jan. 1999.

COSTA, D. C.; RITZINGER, C. H. S. P. Nematoides e seu controle. In: RITZINGER, R.; KOBAYASHI, A. K.; OLIVEIRA, J. R. P. **A cultura da aceroleira**. Cruz das Almas, BA: Embrapa Mandioca e Fruticultura, p. 133-140, 2003.

DE LEY, P.; BLAXTER, M. L. Systematic position and phylogeny. In: LEE, D. L. (Ed.). **The biology of nematodes**. London: Taylor and Francis, 2002, p. 1-30.

DIAS-ARIEIRA, C. R. et al. Fitonematoides associados a frutíferas na região Noroeste do Paraná, Brasil. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jabuticabal, v. 32, n. 4, p. 1064-1071, dez. 2010.

EISENBACK, J. D.; TRIANTAPHYLLOU, H. Root-knot nematodes *meloidogyne* species and races. In: NICKLE, W. R. (ed.) **Manual of Agricultural Nematology**. Marcel Dekker, New York, 1991, p. 191-274.

EPPO - European and Mediterranean Plant Protection Organization. An emerging root-knot nematode, *Meloidogyne enterolobii*: **Addition to the EPPO alert list**. Paris, n. 5, 2008. 26p.

FERRAZ, L. C. C. B.; MONTEIRO, A. R.; INOMOTO, M. M. Hospedabilidade da acerola em relação a sete espécies de fitonematoides. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v. 13, p. 40-49, set. 1989.

FERRAZ, L. C. C. B. As meloidoginoses da soja: passado, presente e futuro. In: SILVA, J. F. V. (Org.). **Relações parasito-hospedeiro nas meloidoginoses da soja**. Londrina: Embrapa Soja, 2001, p. 15-38. Disponível em: <http://www.infoteca.cnptia.embrapa.br/handle/doc/463005>. Acesso em: 10 set. 2016.

FERRAZ, S. et al. **Manejo sustentável de fitonematoides**. Viçosa, MG: UFV, 2010, 304p.

FERRAZ, L. C. C. B.; MONTEIRO, A. R. Nematoides. In: AMORIM, L.; RESENDE, J. A. M.; BERGAMIN, A. F. **Manual de Fitopatologia**. 4. ed. Piracicaba: Agronômica Ceres, 2011, p. 277-305.

FERRAZ, L. C. C. B.; BROWN, D. J. F. Principais nematoides endoparasitas sedentários: nematoides de galhas e nematoides de cistos. In: FERRAZ, L. C. C. B.; BROWN, D. J. F. **Nematologia de plantas: fundamentos e importância**. Manaus: Norma Editora, 2016, p. 135-150.

FRANCO, A.; PONTE, J. J. Acerola (*Malpighia glabra* L.), um novo hospedeiro de nematoides das galhas. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v. 13, p. 181-183, nov. 1989.

FREIRE, F. C. O. Nematoides associados à acerola (*Malpighia glabra* L.) no Brasil. In: SÃO JOSÉ, A. R.; ALVES, R. E. **Acerola no Brasil**: produção e mercado. Vitória da Conquista, 1995, p. 64-70.

FREIRE, C. R. et al. Cromossomos de três espécies brasileiras de *Meloidogyne*. **Ciência e Agrotecnologia**, Lavras, v. 26, n. 5, p. 900-903, out. 2002.

FREITAS, L. G.; FERRAZ, S.; ALMEIDA, A. M. S. Controle de *Meloidogyne javanica* em tomateiro pela produção de mudas em substrato infestado com *Paecilomyces lilacinus*. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v. 23, n. 1, p. 65-73, maio. 1999.

GARCIA, M. J. M. et al. Primeiro registro de *Meloidogyne enterolobii* em aceroleira (*Malpighia glabra*) no município de Junqueirópolis no Estado de São Paulo. **O Biológico**, São Paulo, v. 73, n. 2, p. 303-306, dez. 2011.

GOMES, J. E. et al. Resistência de clones de acerola (*Malpighia emarginata* D.C.) a *Meloidogyne javanica* em condições de casa de vegetação. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v. 24, n. 1, p. 65-67, jun. 2000.

GOMES, C. B.; COUTO, M. E. O.; CARNEIRO, R. M. D. G. Registro de ocorrência de *Meloidogyne mayaguensis* em goiabeira e fumo no Sul do Brasil. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v. 32, n. 3, p. 244-247, maio. 2008.

GONZAGA NETO, L.; SOARES, J. M. Acerola para exportação; aspectos técnicos de produção. Brasília, DF: EMBRAPA/SPI. **Série Publicações Técnicas FRUPEX**, v. 14, 1994, 43p.

GONZAGA NETO, L. Propagação vegetativa: enxertia em aceroleira. In: SÃO JOSÉ, A. B.; ALVES, R. E. **Acerola no Brasil**: produção e mercado. Vitória da Conquista: Universidade Estadual do Sudoeste da Bahia, 1995, p. 42-46.

HUMPHREYS, D. A. et al. Presence of *Meloidogyne enterolobii* Yang & Eisenback (= *M. mayguensis*) in guava and acerola from Costa Rica. **Nematology**, Leiden, v. 14, n. 2, p. 199-207, june. 2012.

HUNT, D. J.; HANDOO, Z. A. Taxonomy, identification and principal species. In: PERRY, R. et al. **Root-knot nematodes**. Wallingford: CAB International, 2009, p. 55-97.

JONATHAN, E. I. et al. Biological control of *Meloidogyne incognita* on tomato and banana with rhizobacteria, actinomycetes, and *Pausteria penetrans*. **Nematropica**, De Leon Springs, v. 30, n. 2, p. 231-240, oct. 2000.

KIEWNICK, S.; DESSIMOZ, M.; FRANCK, L. Effects of the *Mi-1* and the *N* root-knot nematode-resistance gene on infection and reproduction of *Meloidogyne enterolobii* on tomato and pepper cultivars. **Journal of Nematology**, Waedenswil, v. 41, n. 2, p. 134-139, june. 2009.

KLUGE, R. A.; REZENDE, G. O. Aceroleira (*Malpighia* sp.). In: CASTRO, P. R. C.; KLUGE, R. A. **Ecofisiologia de fruteiras**: abacateiro, aceroleira, macieira, pereira e videira. Piracicaba: Agronômica Ceres, 2003, p. 25-43.

LIMA, I. M. et al. *Meloidogyne* spp. from preserved areas of Atlantic Forest in the State of Rio de Janeiro, Brazil. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v. 29, n. 1, p. 31-38, apr. 2005.

LIMA, I. M. et al. Ocorrência de *Meloidogyne mayaguensis* em goiabeira 'Paluma' no Estado do Espírito Santo. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v. 31, n. 2, p. 133, maio. 2007.

LOPES, R.; PAIVA, J. R. Aceroleira. In: BRUCKNER, C. H. **Melhoramento de fruteiras tropicais**. Viçosa: UFV, 2008, p. 63-100.

LOPES, E. A. et al. Soil amendment with castor bean oilcake and jack bean seed powder to control *Meloidogyne javanica* on tomato roots. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v. 33, n. 1, p. 106-109, sept. 2009.

LORENZI, H. et al. Frutas brasileiras e exóticas cultivadas (de consumo in natura). São Paulo: **Instituto Plantarum de Estudos da Flora**, 2006, 640p.

MAIA, M. C. C. et al. Seleção simultânea para produção, adaptabilidade e estabilidade genotípicas em clones de cajueiro, via modelos mistos. **Pesquisa Agropecuária Tropical**, Goiânia, v. 39, n. 1, p. 43-50, mar. 2009.

MANICA, I. et al. **Acerola:** tecnologia de produção, pós-colheita, congelamento, exportação, mercados. Porto Alegre: Cinco continentes, 2003, 397p.

MARTINEZ, D. T. et al. Procedimentos de predição e efeitos da heterogeneidade de variâncias residuais dentro de tratamentos genéticos. **Pesquisa florestal brasileira**, Colombo, v. 31, n. 67, p. 193-202, set. 2011.

MCSORLEY, R. Nematological problems in tropical and subtropical fruit tree crops. **Nematropica**, Auburn, v. 22, n. 1, p. 103-116, june. 1992.

MEZADRI, T. et al. El fruto de la acerola: composición y posibles usos alimenticios. **Alan**, Caracas, v. 26, n. 2, p. 101-109, jun. 2006.

MIAN, I. H.; RODRÍGUES-KÁBANA, R. Soil amendments with oil cakes and chicken litter for control of *Meloidogyne arenaria*. **Nematropica**, Auburn, v. 12, n. 2, p. 205-220, oct. 1982.

MOENS, M.; PERRY, R. N.; STARR, J. L. *Meloidogyne* species: a diverse group of novel and important species. In: PERRY, R. N.; MOENS, M.; STARR, J. L. (Ed) **Root- Knot Nematodes**. CABI, Wallingford, 2009, p. 1-17.

MOREIRA, A. A. et al. Response of *Malpighia emarginata* active germplasm bank accessions to *Meloidogyne enterolobii* parasitism. **Genetics and Molecular Research**, Ribeirão Preto, v. 15, n. 4, p. 1-7, nov. 2016.

MUSSER, R. S. Situação atual e perspectivas da acerola. In: SÃO JOSÉ, A. R.; ALVES, R. E. (Ed.). **Acerola no Brasil**. Vitória da Conquista, BA: Universidade Estadual do Sudoeste da Bahia, 1995, p. 4-6.

NAKASONE, H. Y.; PAULL, R. E. Other American tropical fruit: acerola. In: NAKASONE, H. Y.; PAULL, R. E. **Tropical fruits**. Wallingford: CAB. 1998, p. 377-389.

NOGUEIRA, R. J. M. C.; MORAES, J. A. P. V.; BURITY, H. A. Efeito do estádio de maturação dos frutos nas características físico-químicas de acerola. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 37, n. 4, p. 463-470, jul. 2002.

NORDBRING-HERTZ, B.; JANSSON, H. B.; TUNLID, A. Nematophagous fungi. In: **Encyclopedia of Life Sciences**. Macmillan Publishers, Basingstoke, 2002, 10p.

OKA, Y. Mechanisms of nematode suppression by organic soil amendments a review. **Applied Soil Ecology**, v. 44, n. 2, p. 101-115, feb. 2010.

OLIVEIRA, J. R. P.; SOARES FILHO, W. S.; CUNHA, R. B. **A cultura da acerola no Brasil**. Cruz das Almas: Embrapa Mandioca e Fruticultura, 1998, 35p.

OLIVEIRA, J. R. P. et al. Aspectos botânicos. In: RITZINGER, R.; KOBAYASHI, A. K.; OLIVEIRA, J. R. P. (Ed.). **A cultura da aceroleira**. Cruz das Almas: Embrapa Mandioca e Fruticultura, 2003a, p. 17-23.

OLIVEIRA, J. R. P. et al. Produção de mudas. In: RITZINGER, R.; KOBAYASHI, A. K.; OLIVEIRA, J. R. P. (Ed.). **A cultura da aceroleira**. Cruz das Almas: Embrapa Mandioca e Fruticultura, 2003b, p. 73-88.

OLIVEIRA, R. D. L. et al. Nematofauna associada à cultura do quiabeiro na região leste de Minas Gerais. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v. 25, n. 1, p. 88-93, mar. 2007.

PAIVA, J. R. et al. Acerola plant selection and breeding value predication in second selection cycle progenies. **Crop Breeding and Applied Biotechnology**, Viçosa, v. 7, n. 2, p. 125-132, aug. 2007.

PERRY, R. N.; AUMANN, J. Behaviour and sensory responses. In: PERRY, R. N.; WRIGHT, D. J. (Ed.). **Free-living and Plant-Parasitic Nematodes**. CAB International Wallingford, 1998, p. 75-102.

PETEK, M. R.; SERRA, T.; FONSECA, I. C. B. Predição de valores genéticos aditivos na seleção visando obter cultivares de café mais resistentes à ferrugem**. Bragantia**, Campinas, v. 67, n. 1, p. 133-140, jul. 2008.

RESENDE, M. D. V. **Software SELEGEN-REML/BLUP**: Sistema estatístico e seleção genética computadorizada via modelos lineares mistos. Colombo: Embrapa Florestas, 2007, 359p.

RESENDE, M. D. V. Software selegen-REML/BLUP: a useful tool for plant breeding. **Crop Breeding and Applied Biotechnology**, Viçosa, v. 16, n. 4, p. 330-339, sept. 2016.

RITZINGER, C. H. S. P.; FANCELLI, M. Manejo integrado de nematoides na cultura da bananeira. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal, v. 8, n. 2, p. 331-338, ago. 2006.

RITZINGER, R.; RITZINGER, C. H. S. P. Acerola. **Informe Agropecuário**, Belo Horizonte, MG: EPAMIG, v. 32, n. 264, p. 17-25, 2011.

RODRIGUEZ, M. G.; SANCHEZ, L.; ROWE, J. Host status of agriculturally important plant families to the root-knot nematode *Meloidogyne mayaguensis* in Cuba. **Nematropica**, Auburn, v. 33, n. 2, p. 125-130, sept. 2003.

ROSSITER, J. G. A. et al. Seleção de genótipos de aceroleira assistida por marcadores isoenzimáticos visando à resistência a *Meloidogyne incognita* raça 2. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal, v. 30, n. 4, p. 1057-1064, dez. 2008.

SHARMA, R. D.; JUNQUEIRA, N. T. V. Root-knot nematode attacking acerola in the central region of Brazil. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v. 17, n. 2, p. 212-215, june. 1993.

SILVA, G. S. et al. Ocorrência de *Meloidogyne mayaguensis* em goiabeira no Estado do Piauí. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v. 30, n. 3, p. 307-309, set. 2006.

SILVA, G. S. et al. Ocorrência de *Meloidogyne mayaguensis* em *Psidium guajava* no Estado do Maranhão. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v. 32, n. 3, p. 242-243, maio. 2008.

SILVA, G. S.; PERREIRA, A. L. Efeito da incorporação de folhas de nim ao solo sobre o complexo *Fusarium* x *Meloidogyn*e em quiabeiro. **Summa Phytopathol**, Botucatu, v. 34, n. 4, p. 368-370, jan. 2008.

SILVA, G. S.; KRASUSKI, I. A. Reação de algumas espécies frutíferas tropicais a *Meloidogyne enterolobii*. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v. 36, p.1-2, nov. 2012.

SILVA, M. C. L.; SANTOS, C. D. G.; SILVA, G. S. Espécies de *Meloidogyne* associadas a vegetais em microrregiões do estado do Ceará. **Revista Ciência Agronômica**, Fortaleza, v. 47, n. 4, p. 710-719, dez. 2016.

SIQUEIRA, K. M. S. et al. Detecção de *Meloidogyne mayaguensis* em goiabeira e mamoeiro no estado de Goiás, usando marcadores moleculares. **Tropical Plant Pathology**, Brasília, v. 34, n. 4, p. 256-260, ago. 2009.

SIQUEIRA, K. M. M. et al. Estudo comparativo da polinização em variedades de aceroleiras (*Malpighia emarginata* DC.). **Revista Caatinga**, Mossoró, v. 24, n. 2, p. 18-25, jun. 2011.

SOUZA R. M. et al. Manejo do nematoide das galhas da goiabeira em São João da Barra (RJ) e relato de novos hospedeiros. **Nematologia Brasileira**, Brasília, v. 30 n. 2, p. 165-169, nov. 2006.

SOUZA, F. F. et al. **Principais variedades de aceroleiras cultivadas no Submédio do Vale do São Francisco**. Petrolina: Embrapa Semiárido, 2013, 21p. Disponível em http://www.cpatsa.embrapa.br. Acesso em: 20 julho de 2015.

TORRES, G. R. C. et al. *Meloidogyne mayaguensis* em *Psidium guajava* no Rio Grande do Norte. **Fitopatologia Brasileira**, v. 29, n. 5, p. 570-570, out. 2004.

TORRES, G. R. C. et al. Ocorrência de Meloidogyne mayaguensis em goiabeira no estado do Ceará. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v. 29, n. 1, p. 105-107, maio. 2005.

WESEMAEL, W. M. L.; VIAENE, N.; MOENS, M. Root-knot nematodes (*Meloidogyne* spp.) in Europe. **Nematology**, Leiden, v. 13, n. 1, p. 3-16, july. 2011.

YAMASHITA, F. et al. Produtos de acerola: estudos da estabilidade de vitamina C. **Ciência e Tecnologia de Alimentos**, Campinas, v. 23, n. 1, p. 92-94, abr. 2003.

YE, W. M. et al. First report of *Meloidogyne enterolobii* on cotton and soybean in North Carolina, United States**. Plant Disease**, Waedenswil, v. 97, n. 9, p. 1262, sept. 2013.

ZAVALETA-MOJIA, E.; CASTRO, A. E.; ZAMUDIO, G. V. Efecto del cultivo e incorporación de *Tagetes erecta* sobre la población de *Meloidogyne incognita* (Kofoid & White) Chitwood la chile (*Capsincum annum* L.). **Nematropica**, Auburn, v. 23, n. 1, p. 49-56, jun. 1993.

CAPÍTULO I

LEVANTAMENTO DE ESPÉCIES DE *MELOIDOGYNE* EM ACEROLEIRA NO SUBMÉDIO DO VALE DO RIO SÃO FRANCISCO

RESUMO

O Brasil é o maior produtor, consumidor e exportador de acerola do mundo. Em função do alto teor de vitamina C, a acerola apresenta elevado potencial de industrialização e tem despertado o interesse dos produtores e do mercado consumidor. No entanto, nestes últimos anos, as áreas com aceroleira vêm apresentando redução na produtividade e qualidade dos frutos em razão da ocorrência dos nematoides-das-galhas (*Meloidogyne* spp.). Este trabalho teve como objetivo identificar quais espécies de *Meloidogyne* ocorrem em áreas de aceroleira na região do Submédio do Vale do Rio São Francisco. Para isso, setenta e cinco amostras, contendo solo e raízes de aceroleira, foram coletadas em áreas dos perímetros irrigados de Petrolina-PE, Juazeiro-BA e Sobradinho-BA. A identificação das espécies foi realizada pela análise do fenótipo de α-esterase por meio da eletroforese de isoenzimas. Um total de 78 populações puras foram identificadas, sendo que 72 (92,3%) apresentaram fenótipo típico de *M. enterolobii,* duas (2,6%) de *M. incognita*, duas (2,6%) de *M. arenaria*, uma (1,3%) de *M. javanica* e uma (1,3%) não foi identificada em espécie. As principais cultivares de aceroleira plantadas na região se comportaram como suscetíveis aos nematoides-das-galhas, destacando *M. enterolobii* com prevalência em 96% das áreas amostradas.

Palavras-chave: Acerola; α-esterase; *Malpighia emarginata*; *Meloidogyne enterolobii*; nematoides-das-galhas.

[1] Artigo a ser submetido para revista **Nematropica**

ABSTRACT

The Brazil is the major producer, consumer and exporter of acerola. In function to the high content of vitamin C, the acerola has elevated potential for industrialization and has aroused the interest of producers and consumer trade. However, in the last years, the areas with acerola has been presenting reduction in productivity and fruit quality due to the occurrence of root-knot nematodes (*Meloidogyne* spp.). This paper aimed identify which species of *Meloidogyne* occurs in acerola areas in the region of the Sub-middle of São Francisco River Valley. Thereunto, seventy-five samples, containing soil and roots of acerola, were collected in acerola areas of irrigated perimeters of Petrolina-PE, Juazeiro-BA and Sobradinho-BA. The species identification was performed by the analysis of phenotype esterase by middle isoenzyme electrophoresis. A all out of 78 pure populations, were identified, and 72 (92.3%) showed typical phenotype *M. enterolobii*, two (2.6%) of *M. incognita*, two (2.6%) of *M. arenaria*, one (1.3%) of *M. javanica* and one (1.3%) unidentified in species. The main cultivars of acerola cultivated behave as susceptible to root-knot nematodes, highlighting *M. enterolobii* with prevalence in 96% of the sampled areas.

Keywords: Acerola; α-esterase; *Malpighia emarginata*; *Meloidogyne enterolobii*; root-knot nematodes.

INTRODUÇÃO

A aceroleira (*Malpighia emarginata* DC.), por se tratar de uma planta de clima tropical, adaptou-se bem ao Semiárido brasileiro e, graças ao seu alto teor de vitamina C, tem se tornado uma fruta altamente requisitada pelo mercado mundial para o preparo de sucos, consumo *in natura* e extração dessa vitamina. O Brasil é o maior produtor, consumidor e exportador mundial, com área plantada em torno de 7.200 ha e produção média de 150 mil toneladas por ano. O Submédio do Vale do Rio São Francisco possui cerca de 1.339 ha de aceroleira (Calgaro e Braga, 2012).

Apesar da importância que a aceroleira apresenta para a fruticultura brasileira, diversos fatores de ordem fitossanitária, com destaque para os nematoides-das-galhas, têm influenciado negativamente a produtividade e a qualidade dos frutos. Dentre as doenças que infectam a aceroleira no Semiárido brasileiro, as causadas por nematoides-das-galhas são as de maior

importância econômica, sendo comum o comprometimento da produção em cerca de 10% (Costa e Ritzinger, 2003). Plantas infectadas por esses patógenos exibem, folhas amareladas, pequenas e que caem precocemente, além de nanismo e aspecto geral de deficiência nutricional. No entanto, o sintoma mais característico da infecção é a presença de galhas no sistema radicular, podendo levar ao declínio das plantas (Castellano *et al*., 2011; Cavichioli *et al*., 2014).

Há necessidade de se realizar levantamento da ocorrência de nematoides-das-galhas em uma determinada área, município, estado ou país. Para isso, trabalhos de levantamento vêm sendo realizados para o melhor conhecimento das espécies existentes, assim como dos possíveis danos causados para a cultura. Garcia *et al*. (2011) observaram a ocorrência de *Meloidogyne enterolobii* em aceroleira no município de Junqueirópolis-SP. Humphreys *et al*. (2012) relataram a existência de *M. enterolobii* em aceroleira na Costa Rica. Bueno *et al*. (2007) confirmaram a ocorrência de *M. mayaguensis* (sin. *M. enterolobii*) em aceroleira, na região de Garça-SP, atuando como um dos principais limitantes no desenvolvimento da cultura. De acordo com Neves *et al*. (2009), informações obtidas em levantamentos populacionais auxiliam na identificação e determinação da distribuição dos nematoides, além de contribuir para o estudo da biologia, ecologia, epidemiologia e desenvolvimento de medidas de controle. Ainda fornecem informações sobre a importância relativa das doenças, flutuações nas suas intensidades e permitem a verificação da eficiência e aceitação de práticas de controle recomendadas.

Dessa maneira, o objetivo deste trabalho foi realizar um levantamento das principais espécies de *Meloidogyne* em áreas de aceroleira no Submédio do Vale do Rio São Francisco.

MATERIAL E MÉTODOS

Obtenção das amostras

Setenta e cinco amostras de solo e raízes foram coletadas em áreas irrigadas dos municípios de Petrolina-PE, Juazeiro-BA e Sobradinho-BA, principais produtores de acerola do Submédio do Vale do Rio São Francisco.

No momento da amostragem, levaram-se em consideração as principais áreas de aceroleira dos respectivos municípios. As amostras foram coletadas na projeção da copa das plantas que apresentavam sintomas de infecção pelos

nematoides-das-galhas, em profundidade até 15 a 20 cm, seguindo o caminhamento em zigue-zague. Na ocasião, dez subamostras foram coletadas em cada área de aceroleira e, em seguida, foram misturadas para obtenção da amostra composta de 500 g de solo e 200 g de raízes. As mesmas foram acondicionadas em sacos plásticos devidamente identificados e mantidas em caixas de isopor. Paralelamente à coleta das amostras nematológicas, amostras de solo foram coletadas em todas as áreas para posterior análise física. Em cada propriedade rural, foram registradas as coordenadas geográficas com a utilização de um GPS para localização das áreas de aceroleira amostradas (Tabela 1).

As amostras contendo solo e raízes infectadas com *Meloidogyne* spp. foram encaminhadas para o Laboratório de Nematologia da Embrapa Semiárido, onde foram processadas. As raízes foram selecionadas, eliminando-se as partes grossas, sem galhas e sem massas de ovos. Em casa de vegetação climatizada, vasos de polietileno com capacidade para três litros foram parcialmente cheios com solo argilo-arenoso previamente esterilizado e completado com o solo e as raízes selecionadas de cada uma das amostras. Posteriormente, uma muda de tomateiro cv. Sta. Clara foi transplantada em cada um dos vasos, afim de promover a multiplicação das espécies de *Meloidogyne*, presentes nas amostras, para a futura caracterização bioquímica.

Caracterização bioquímica

Após quarenta dias do transplantio das mudas, fêmeas de cada uma das amostras foram extraídas aleatoriamente das raízes de tomateiro. Na ocasião, as fêmeas se apresentavam no início da postura e com coloração branco-leitosa, sendo retiradas das raízes infectadas com um estilete de ponta fina, sob microscópio estereoscópico. Seis fêmeas foram colocadas em um microtubo de 1,5 mL do tipo *eppendorf* contendo 6 µL de tampão de extração, tendo sido feito oito microtubos por amostra composta coletada em cada uma das áreas (Esbenshade e Triantaphyllou, 1985).

Para a separação das espécies detectadas em mistura, massas de ovos de cada uma das populações foram armazenadas individualmente em microtubos contendo solução salina a 0,1% (Esbenshade e Triantaphyllou, 1990, Carneiro e Almeida, 2001).

O preparo dos géis separador e concentrador, dos tampões para a corrida eletroforética e da solução específica para revelação da enzima α-esterase foi feito de acordo com a metodologia descrita por Alfenas *et al*. (1991).

Para a obtenção do extrato proteico, as fêmeas foram maceradas com um bastão de vidro. Em seguida, usando micropipeta automática, o extrato proteico foi aplicado nas cavidades do gel concentrador, cuidando para não contaminar as amostras entre as cavidades adjacentes. Para garantir o padrão de comparação dos fenótipos encontrados, foi adicionado extrato proteico de *M. javanica* na primeira e última cavidade de cada um dos géis de corrida.

A identificação das espécies pelo fenótipo de α-esterase se deu por meio da eletroforese em géis de poliacrilamida no sistema vertical e descontínuo, conforme proposto por Alfenas *et al*. (1991), com as concentrações de bis-acrilamida de 7,5% e 4% nos géis separador e concentrador, respectivamente. A corrida eletroforética foi realizada em condições de baixa temperatura, em torno de 4 °C, no interior de uma geladeira. Inicialmente, a fonte de energia foi calibrada para 80 V constantes e, quando a linha de azul de bromofenol atingiu o gel separador, foi ajustada para 130 V. Após duas horas, a corrida eletroforética havia cessado e, em seguida os géis foram submetidos à revelação da α-esterase.

Depois de revelados, os géis foram submetidos ao processo de secagem, seguindo o método do bastidor (Alfenas *et al*., 1991). As mobilidades relativas (Rm) das bandas foram medidas com relação à primeira banda de *M. javanica* cuja linha divisória entre os géis, concentrador e separador foi a referência para as medições.

A identificação das espécies de *Meloidogyne* foi realizada de acordo com a posição de cada banda fenotípica formada no gel de poliacrilamida.

RESULTADOS

A prevalência da doença nas áreas amostradas foi de 100%. Do total de 75 amostras coletadas em áreas de aceroleira no Submédio do Vale do Rio São Francisco, verificou-se a presença de 78 populações de *Meloidogyne* (Figura 1). As cultivares Junko, BRS Sertaneja, Flor Branca, Costa Rica e Okinawa são as aceroleiras mais plantadas na região e todas foram suscetíveis aos nematoides-das-galhas (Tabela 1). A cultivar Junko foi a mais frequente, perfazendo um total de 44% das amostras coletadas.

As espécies identificadas apresentaram cinco padrões de fenótipos de α-esterase (Figura 2). O fenótipo VS1-S1 (Rm 0,7, 0,9), típico de *M. enterolobii*, foi detectado em 92,3% das populações. Esta espécie foi a mais frequente, estando presente em todas as áreas e cultivares de aceroleira plantadas nos três municípios amostrados (Tabela 1).

O fenótipo de α-esterase I1 (Rm 1,0) também foi identificado, sendo típico de *M. incognita*. Foi observado em 2,6% das populações, no município de Sobradinho-BA, em duas áreas com as cultivares Junko e BRS Sertaneja (Tabela 1). O fenótipo J3 (Rm 1,0, 1,12, 1,2), típico de *M. javanica*, foi observado em 1,3% das populações provenientes de uma área plantada com as cultivares Junko e BRS Sertaneja (Tabela 1) em Sobradinho-BA.

O fenótipo A2 (Rm 1,2, 1,3), característico de *M. arenaria*, foi detectado em 2,6% das populações. Essa espécie se encontrava em mistura com *M. enterolobii* sendo proveniente de amostras de dois plantios com as cultivares Flor Branca e BRS Sertaneja (Tabela 1) no município de Petrolina-PE.

Uma população apresentou fenótipo de α-esterase S1 (Rm 1,2), porém não foi possível a identificação em espécie (Tabela 1). Essa população foi obtida em área de aceroleira do município de Sobradinho-BA e se encontrava em mistura com *M. enterolobii*. Esse fenótipo é semelhante àquele encontrado para *M. paranaensis*, descrito por Carneiro *et al*. (1996), mas, mesmo com análise de outras características, ainda não foi possível a identificação da espécie.

DISCUSSÃO

A presença dos nematoides-das-galhas em todas as áreas amostradas dessa região pode ser explicada pelas ótimas condições de sobrevivência e disseminação encontradas por esses patógenos. As cultivares de aceroleira plantadas nessas áreas são todas suscetíveis a esses nematoides e isso tem proporcionado o rápido crescimento das populações nos pomares. Além do mais, esses nematoides têm muitas plantas daninhas hospedeiras que crescem junto às aceroleiras, garantindo, dessa forma, a sua multiplicação. Somado a esses fatores, a região também apresenta ótimas condições de temperatura e umidade que condicionam a ocorrência de vários ciclos do nematoide durante a vida útil do pomar. Outro fato que tem favorecido a instalação dos nematoides-das-galhas nas áreas de aceroleira desta região e

de todo o País é a comercialização irregular de mudas infectadas (Sharma; Junqueira, 1993; Carneiro *et al*., 2003; Torres *et al.*, 2007). No Submédio do Vale do Rio São Francisco, nematoides-das-galhas ainda podem ter sua ocorrência favorecida pelo uso de máquinas e implementos agrícolas no revolvimento de solos infestados, prática que promove a disseminação dos nematoides para as áreas livres (Carneiro *et al*., 2006; EPPO, 2014).

M. enterolobii foi a espécie mais frequente nas áreas de aceroleira dos municípios amostrados. Essa predominância pode ser explicada pelo fato de que a maior parte das áreas com aceroleira desta região foi antes cultivada com goiabeira que, em consequência do parasitismo desse nematoide, foi reduzida em mais de 70%, saindo de 6000 ha no ano 2000 para 1668 ha em 2006 (Carneiro *et al*., 2007).

Ao realizar um levantamento das espécies de *Meloidogyne*, provenientes de diferentes estados produtores de acerola no Brasil, Costa *et al*. (1999) detectaram a presença de *M. incognita*, *M. javanica* e *M. arenaria*, sendo *M. incognita* a espécie com maior frequência. De acordo com Ferraz e Brown (2016), fatores edafoclimáticos como temperatura, umidade, porosidade, textura e estrutura do solo, afetam o movimento de nematoides no solo. Desta forma, a disseminação de *M. enterolobii*, nas áreas em que foram constatados os sintomas nas aceroleira, pode estar sendo favorecida por alguns desses fatores. Nesse trabalho, setenta e cinco amostras de solo foram coletadas e submetidas às análises físicas para determinar a textura do solo de cada uma das áreas amostradas. Constatou-se que 97% das áreas apresentam solos de textura média a arenosa. Conforme comentado por Wallace (1969), solos desta natureza apresentam maior porosidade, o que favorece a movimentação dos nematoides e, consequentemente, o processo de infecção, pela maior facilidade com que encontram as raízes das plantas hospedeiras. Além do mais, nessas áreas, a irrigação é feita de forma incorreta, sendo observados solos altamente encharcados e, em alguns casos, com escoamento superficial. Estudos realizados pela EPPO (2014) comprovam que esse parasita apresenta movimento limitado a poucos centímetros no solo, entretanto, sua disseminação pode ser favorecida pelas águas de irrigação ou de chuva.

Meloidogyne enterolobii é uma espécie com ampla distribuição geográfica, polífaga, com elevada taxa de reprodução, alta agressividade à planta hospedeira e, ainda, apresenta virulência contra plantas que carregam genes

de resistência para as principais espécies de *Meloidogyne* (Castagnone-Sereno, 2012). Essa capacidade de superar a resistência genética das cultivares é uma característica intrínseca da espécie, não estando ligada ao aumento da temperatura do solo, como ocorre nas outras espécies de *Meloidogyne*. Alguns estudos também já determinaram que, sob temperaturas mais baixas do solo, os genes de resistência do tomateiro (*Mi-1*) e pimentão (*N*) não apresentaram eficiência na infecção e reprodução de *M. enterolobii* (Brito *et al*., 2007; Kiewnick *et al*., 2009).

Meloidogyne incognita foi encontrado em 2,6% das populações, diferentemente dos resultados alcançados por Costa *et al*. (1999); Castellano *et al*. (2004); Silva *et al*. (2016) que, em estudos de identificação das principais espécies em aceroleira, observaram maior frequência de *M. incognita*. Neste trabalho, as duas populações encontradas apresentaram apenas o fenótipo de α-esterase de uma banda (I1). De acordo com Carneiro *et al*. (2000), a presença do fenótipo I2 só é notada a depender do estádio de desenvolvimento e quando mais de uma fêmea é colocada por cavidade. No presente trabalho foram colocadas seis fêmeas por cavidade, no entanto, o fenótipo I2 não foi detectado. O fenótipo I1 foi identificado em uma população proveniente de pomar de aceroleira situado em Sobradinho-BA, onde a primeira cultura implantada foi a aceroleira. Nessa área, portanto, não houve influência do plantio anterior de goiabeiras que frequentemente, deixam os solos infectados por *M. enterolobii*, mas, mesmo assim, esta espécie predominou em relação às demais espécies neste município.

No presente estudo, apenas uma população apresentou fenótipo típico de *M. javanica* (J3), tendo a mesma sido encontrada pura no campo. De acordo com Costa *et al*. (1999), *M. incognita* e *M. javanica* são consideradas como as espécies de nematoides-das-galhas mais importantes, causando danos na produção e na sobrevivência da aceroleira. Apesar da importância que *M. javanica* apresenta para a aceroleira; nas áreas irrigadas dessa região, a espécie não foi encontrada em quantidade significativa.

Quanto a *M. arenaria*, apenas duas populações foram identificadas em associação com as raízes de aceroleira. As populações apresentaram o fenótipo A2 de α-esterase, com formação de duas bandas no gel de poliacrilamida. Essas populações se encontravam em mistura com *M. enterolobii*, em áreas antes ocupadas por goiabeira. De acordo com

Esbenshade e Triantaphyllou (1990), os fenótipos A1 e A3 de α-esterase são descritos para essa espécie, mas não foram detectados nas populações identificadas neste trabalho. Silva *et al*. (2016) encontraram apenas o fenótipo A2 nas populações de *M. arenaria* associadas a diversos vegetais no Estado do Ceará. O mesmo foi constatado por Somavilla *et al*. (2011) ao estudarem as espécies de nematoides-das-galhas presentes em quivi no Rio Grande do Sul.

No Submédio do Vale do São Francisco, as aceroleiras são infectadas, principalmente, por *M. enterolobii*, *M. incognita*, *M. javanica* e *M*. *arenaria.* A primeira destas espécies se destaca, com ocorrência mais frequente nos principais municípios produtores da fruta.

As informações decorrentes desse levantamento são úteis aos pesquisadores, extensionistas e produtores, pois possibilitam o conhecimento das principais espécies e da frequência com que ocorrem nas áreas de produção de acerola. Além disso, são úteis para o melhoramento genético da aceroleira, possibilitando o desenvolvimento de trabalhos na busca por materiais resistentes a esses nematoides.

AGRADECIMENTOS

À Fundação de Amparo à Ciência e Tecnologia do Estado de Pernambuco (FACEPE) pela concessão da bolsa de estudos. À Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária (Embrapa), pelo financiamento do projeto de pesquisa e pela disponibilização da estrutura necessária, para o desenvolvimento do trabalho.

LITERATURA CITADA

Alfenas, A. C., I. Peters, W. Brune, e G. C. Passador. 1991. Eletroforese de proteínas e isoenzimas de fungos e essências florestais. Viçosa, MG, UFV, SIF, 242p.

Brito, J. A., J. D. Stanley, R. Kaur, R. Cetintas, M. Di Vito, J. A., Thies, and D. W., Dickson. 2007. Effects of the *Mi-1*, *N* and *Tabasco* genes on infection and reproduction of *Meloidogyne mayaguensis* on tomato and pepper genotypes, Journal of Nematology, 39:327-332.

Bueno, P. R. R., J. C. Guerreiro, F. E. B. Brass, e G. Cervingni. 2007. Primeiro relato de ocorrência do nematoide *Meloidogyne mayaguensis* em acerola, na região de Garça-SP. Revista Cientifica Eletrônica de Agronomia, 12.

Calgaro, M., e M. B. A. Braga. 2012. Cultura da Acerola. Ed. 3. Brasília: Embrapa, 144p.

Carneiro, R. M. D. G., R. G. Carneiro, I. M. O. Abrantes, M. S. N. A. Santos, and M. R. A. Almeida. 1996. *Meloidogyne paranaensis* n. sp. (Nemata: Meloidogynidae), a root-knot nematode parasitizing coffee in Brazil. Journal of Nematology, 28:177-189.

Carneiro, R. M. D. G., M. R. A. Almeida, and P. Quénéhervé. 2000. Enzyme phenotypes of *Meloidogyne* spp. populations. Nematology, 2:645-654.

Carneiro, R. M. D. G., e M. R. A. Almeida. 2001. Técnica de eletroforese usada no estudo de enzimas dos nematoides de galhas para identificação de espécies. Nematologia Brasileira, 25:35-44.

Carneiro, R. M. D. G. 2003. Uma visão mundial sobre a ocorrência e patogenicidade de *Meloidogyne mayaguensis* em goiabeira e outras culturas. Nematologia Brasileira, 27:229-230.

Carneiro, R. M. D. G., M. R. A. Almeida, R. S. Braga, C. A. de Almeida, e R. Glória. 2006. Primeiro registro de *Meloidogyne mayaguensis* parasitando plantas de tomate e pimentão resistentes à meloidoginose no Estado de São Paulo. Nematologia Brasileira, 30:81-86.

Carneiro, R. M. D. G., P. A. Ciroto, A. Quintanilha, D. B. Silva, and R. G. Carneiro. 2007. Resistance to *Meloidogyne mayaguensis* in *Psidium* spp. accessions and their grafting compatibility with *Psidium guajava* cv. Paluma. Fitopatologia Brasileira, 32:281-284.

Castagnone-Sereno, P. 2012. *Meloidognye enterolobii* (= *M. mayaguensis*): profile of an emerging, highly pathogenic, root-knot nematode species. Nematology, 14:133-138.

Castellano, G., O. Quijada, N. Y. Jiménez-Pérez, y E. Briceño. 2004. Nematodos fitoparasíticos asociados con merey, tamarindo y semeruco en el estado Zulia y respuesta de dos cultivares de merey ante el nematodo agallador *Meloidogyne incognita*. Fitopatología Venezolana, 17:6-8.

Castellano, G., O. Quijada, N. Jiménez, R. Crozzoli, V. Hernández, Y C. Marin. 2011. Reacción de cultivares de cerecita (*Malpighia glabra*) a *Meloidogyne enterolobii* (Nematoda: Meloidogynidae). Fitopatologia Venezolana, 24:25-27.

Cavichioli, J. C., M. J. M. Garcia, A. L. Brida, e S. R. S. Wilcken. 2014. Reação de aceroleira (*Malpighia emarginata* D.C.) à *Meloidogyne enterolobii*. Revista Brasileira de Fruticultura, 36:156-160.

Costa, D. C., R. M. D. G. Carneiro, J. R. P. Oliveira, W. S. Soares Filho, e F. P. Almeida. 1999. Identificação de populações *de Meloidogyne* spp. em raízes de aceroleira (*Malpighia punicifolia*). Nematologia Brasileira, 23:77-80.

Costa, D. C., e C. H. S. P. Ritzinger. 2003. Nematoides e seu controle. In: Ritzinger, R., A. K. Kobayashi, e J. R. P. Oliveira. A cultura da aceroleira. Pp. 133-140. Cruz das Almas.

EPPO (The European and Mediterranean Plant Protection Organization). 2014. *Meloidogyne enterolobii***:** Diagnostic, 41:329-339.

Esbenshade, P. R., and A. C. Triantaphyllou. 1985. Use of enzyme phenotypes for the identification of *Meloidogyne* species (Nematoda: Tylenchida). Journal of Nematology, 17:6-20.

Esbenshade, P. R., and A. C. Triantaphyllou. 1990. Isozyme phenotypes for the identification of *Meloidogyne* species. Journal of Nematology, 22:10-15.

Ferraz, L. C. C. B., e D. J. F. Brown. 2016. Principais nematoides endoparasitas sedentários: nematoides de galhas e nematoides de cistos. In: Ferraz, L. C. C. B. e D. J. F. Brown. Nematologia de plantas: fundamentos e importância. Pp. 135-150. Manaus: Norma Editora.

Garcia, M. J. M., P. L. M. Soares, J. M. Santos, L. A. Gonçalves, M. F. A. Silva, S. R. S. Wilcken, J. C. Cavichioli, M. D. Nasser, K. Basso, e R. D. Oliveira. 2011. Primeiro registro de *Meloidogyne enterolobii* em aceroleira (*Malpighia glabra*) no município de Junqueirópolis no Estado de São Paulo. O Biológico, 73:303-306.

Humphreys, D. A., V. M. Williamson, L. Salazar, L. Flores-Chaves, and L. Gómez-Alpizar. 2012. Presence of *Meloidogyne enterolobii* Yang & Eisenback (= *M. mayguensis*) in guava and acerola from Costa Rica. Nematology, 14:199-207.

Kiewnick, S., M. Dessimoz, and L. Franck. 2009. Effects of the *Mi-1* and the *N* root-knot nematode-resistance gene on infection and reproduction of *Meloidogyne enterolobii* on tomato and pepper cultivars. Journal of Nematology, 41:134-139.

Neves, W. S., M. S. C. Dias, e J. G. Barbosa. 2009. Flutuação populacional de nematoides em bananais de Minas Gerais e Bahia (anos 2003 a 2008). Nematologia Brasileira, 34:281-285.

Sharma, R. D., e N. T. V. Junqueira. 1993. Nematoide das galhas atacando acerola na Região Central do Brasil. Nematologia Brasileira, 17:212-215.

Silva, M. C. L., C. D. G. Santos, e G. S. Silva. 2016. Espécies de *Meloidogyne* associadas a vegetais em microrregiões do estado do Ceará. Revista Ciência Agronômica, 47:710-719.

Somavilla, L., C. B. Gomes, J. J. Carbonari, e R. M. D. G. Carneiro. 2011. Levantamento e caracterização de espécies de nematoides das galhas em quivi no Rio Grande do Sul, Brasil. Tropical Plant Pathology, 36:89-94.

Torres, G. R. C., H. A. Medeiros, R. Sales Junior, e R. M. Moura. 2007. *Meloidogyne mayaguensis*: Novos assinalamentos no Rio Grande do Norte associados à goiabeira. Caatinga, 20:106-112.

Wallace, H. R. 1969. The influence of nematode numbers and of soil particle size, nutrients and temperature on the reproduction of *Meloidogyne javanica*. Nematologica, 15:55-64.

Tabela 1- Identificação de espécies de *Meloidogyne*, provenientes de áreas de aceroleira do Submédio do Vale do Rio São Francisco, caracterizadas pelo fenótipo de α-esterase.

Amostra	Perímetro irrigado	Coordenada Geográfica	Cultivar	Espécie de *Meloidogyne*
1	Salitre [x]	S 09°31’45”; W 040°15’01”	Comum	*M. enterolobii*
2	Salitre	S 09°31’47”; W 040°15’12”	Comum	*M. enterolobii*
3	Salitre	S 09°31’55”; W 040°15’19”	Comum	*M. enterolobii*
4[a]	Bebedouro [y]	S 09°08'21"; W 040°18'58"	BRS Sertaneja	*M. arenaria*
4.1[a]	Bebedouro	S 09°08'21"; W 040°18'58"	BRS Sertaneja	*M. enterolobii*
5	Bebedouro	S 09°08'18"; W 040°19'01"	Junko	*M. enterolobii*
6	Bebedouro	S 09°08'35"; W 040°18'24"	Junko	*M. enterolobii*
7	Bebedouro	S 09°06'44"; W 040°17'56"	Junko	*M. enterolobii*
8	Senador Nilo Coelho [y]	S 09º19'24"; W 040º37'27"	Flor Branca	*M. enterolobii*
9	Senador Nilo Coelho	S 09°18’09”; W 040°34’48”	BRS Sertaneja	*M. enterolobii*
10	Senador Nilo Coelho	S 09º18'12"; W 040º32'52"	BRS Sertaneja	*M. enterolobii*
11	Senador Nilo Coelho	S 09º16'41"; W 040º31'25"	Junko	*M. enterolobii*
12	Senador Nilo Coelho	S 09º17'47"; W 040º29'56"	Comum	*M. enterolobii*
13	Senador Nilo Coelho	S 09º17'56"; W 040º29'42"	Okinawa	*M. enterolobii*
14	Senador Nilo Coelho	S 09°19'17"; W 040°26'38"	Junko; BRS Sertaneja	*M. enterolobii*
15	Senador Nilo Coelho	S 09°18'28"; W 040°26'16"	Junko; BRS Sertaneja	*M. enterolobii*
16	Senador Nilo Coelho	S 09°18'38"; W 040°26'16"	BRS Sertaneja	*M. enterolobii*
17	Senador Nilo Coelho	S 09°17'58"; W 040°25'56"	Costa Rica	*M. enterolobii*
18	Senador Nilo Coelho	S 09°17'59"; W 040°25'53"	BRS Sertaneja	*M. enterolobii*
19	Senador Nilo Coelho	S 09°17'26"; W 040°26'09"	BRS Sertaneja	*M. enterolobii*
20	Maria Tereza [y]	S 09º06'26"; W 040º31'42"	BRS Sertaneja; Junko	*M. enterolobii*
21	Maria Tereza	S 09º06'26"; W 040º31'11"	Junko	*M. enterolobii*
22	Maria Tereza	S 09º06'18"; W 040º30'33"	Junko	*M. enterolobii*
23	Maria Tereza	S 09º06'15"; W 040º30'21"	Junko	*M. enterolobii*
24	Maria Tereza	S 09º06'29"; W 040º33'39"	Costa Rica	*M. enterolobii*
25	Maria Tereza	S 09º06'29"; W 040º33'39"	Junko	*M. enterolobii*
26	Maria Tereza	S 09º07'00"; W 040º33'40"	Junko; Costa Rica	*M. enterolobii*
27	Maria Tereza	S 09º08'04"; W 040º34'00"	Junko	*M. enterolobii*
28	Maria Tereza	S 09º09'35"; W 040º34'47"	Junko	*M. enterolobii*
29	Maria Tereza	S 09º09'44"; W 040º34'07"	Junko	*M. enterolobii*
30	Maria Tereza	S 09º11'22"; W 040º33'07"	Flor Branca	*M. enterolobii*
31	Senador Nilo Coelho	S 09º18'10"; W 040º35'07"	BRS Sertaneja	*M. enterolobii*
32[a]	Senador Nilo Coelho	S 09º17'46"; W 040º35'30"	Flor Branca	*M. arenaria*
32.1[a]	Senador Nilo Coelho	S 09º17'46"; W 040º35'30"	Flor Branca	*M. enterolobii*
33	Senador Nilo Coelho	S 09º17'16"; W 040º35'29"	Flor Branca	*M. enterolobii*

Tabela 1. (continuação)

Amostra	Perímetro irrigado	Coordenada Geográfica	Cultivar	Espécie de *Meloidogyne*
34	Senador Nilo Coelho	S 09º19'10"; W 040º37'01"	BRS Sertaneja	*M. enterolobii*
35	Senador Nilo Coelho	S 09º20'05"; W 040º36'23"	Costa Rica	*M. enterolobii*
36	Senador Nilo Coelho	S 09º20'22"; W 040º36'48"	BRS Sertaneja	*M. enterolobii*
37	Senador Nilo Coelho	S 09º19'44"; W 040º37'36"	Junko	*M. enterolobii*
38	Senador Nilo Coelho	S 09º20'57"; W 040º37'16"	Junko	*M. enterolobii*
39	Senador Nilo Coelho	S 09º23'07"; W 040º37'34"	Junko	*M. enterolobii*
40	Senador Nilo Coelho	S 09º22'46"; W 040º36'54"	BRS Sertaneja	*M. enterolobii*
41	Associação Fonte da Vida [z]	S 09º30'51"; W 040º51'25"	Junko	*M. enterolobii*
42	Associação Fonte da Vida	S 09º30'12"; W 040º51'28"	Junko	*M. enterolobii*
43	Associação Fonte da Vida	S 09º30'51"; W 040º51'34"	Junko	*M. enterolobii*
44	Associação Fonte da Vida	S 09º30'74"; W 040º51'35"	Junko	*M. enterolobii*
45	Associação Fonte da Vida	S 09º30'56"; W 040º51'35"	Junko	*M. enterolobii*
46	Associação Fonte da Vida	S 09º30'42"; W 040º51'33"	Junko	*M. enterolobii*
47	Associação Fonte da Vida	S 09º30'32"; W 040º51'32"	Junko	*M. enterolobii*
48	Associação Fonte da Vida	S 09º30'73"; W 040º51'31"	Junko	*M. enterolobii*
49	Associação Asa Branca [z]	S 09º27'54"; W 040º55'47"	Junko; BRS Sertaneja	*M. incognita*
50	Associação Asa Branca	S 09º27'51"; W 040º55'46"	Junko; BRS Sertaneja	*M. javanica*
51[a]	Associação Asa Branca	S 09º27'54"; W 040º55'44"	Junko; BRS Sertaneja	*M. enterolobii*
51.1[a]	Associação Asa Branca	S 09º27'54"; W 040º55'44"	Junko; BRS Sertaneja	*Meloidogyne* sp.
52	Associação Asa Branca	S 09º27'54"; W 040º55'41"	Junko; BRS Sertaneja	*M. incognita*
53	Associação Asa Branca	S 09º27'56" W 040º55'39"	Junko; BRS Sertaneja	*M. enterolobii*
54	Associação Asa Branca	S 09º27'57"; W 040º55'31"	Junko; BRS Sertaneja	*M. enterolobii*
55	Associação Asa Branca	S 09º28'00"; W 040º55'29"	Junko; BRS Sertaneja	*M.enterolobii*
56	Associação Asa Branca	S 09º28'3"; W 040º55'22"	Junko; BRS Sertaneja	*M. enterolobii*
57	Associação Asa Branca	S 09º28'4"; W 040º55'17"	Junko; BRS Sertaneja	*M. enterolobii*
58	Maria Tereza	S 09°09'06"; W 040°33'02"	Junko	*M.enterolobii*
59	Maria Tereza	S 09°09'30"; W 040°32'41"	Junko	*M. enterolobii*
60	Maria Tereza	S 09°09'02"; W 040°31'05"	Okinawa	*M. enterolobii*

Tabela 1. (continuação)

Amostra	Perímetro irrigado	Coordenada Geográfica	Cultivar	Espécie de *Meloidogyne*
61	Senador Nilo Coelho	S 09°20'23"; W 040°40'49"	Flor Branca	*M. enterolobii*
62	Senador Nilo Coelho	S 09°21'27"; W 040°41'44"	Junko	*M. enterolobii*
63	Senador Nilo Coelho	S 09°21'40"; W 040°41'49"	Okinawa	*M. enterolobii*
64	Senador Nilo Coelho	S 09°20'50"; W 040°41'43"	Flor Branca	*M. enterolobii*
65	Senador Nilo Coelho	S 09°20'50"; W 040°41'43"	Junko	*M. enterolobii*
66	Senador Nilo Coelho	S 09°20'48"; W 040°42'06"	Okinawa	*M. enterolobii*
67	Senador Nilo Coelho	S 09°21'03"; W 040°42'07"	Flor Branca	*M. enterolobii*
68	Senador Nilo Coelho	S 09°20°35"; W 040°42'16"	BRS Sertaneja	*M. enterolobii*
69	Senador Nilo Coelho	S 09°21'15"; W 040°42'28"	Flor Branca	*M. enterolobii*
70	Senador Nilo Coelho	S 09°21’18”; W 040°42’25”	BRS Sertaneja	*M. enterolobii*
71	Senador Nilo Coelho	S 09°20'43"; W 040°42'23"	Okinawa	*M. enterolobii*
72	Senador Nilo Coelho	S 09°24'05"; W 040°31'30"	Junko	*M. enterolobii*
73	Mandacaru [x]	S 09°23'25"; W 040°25'13"	Junko	*M. enterolobii*
74	Mandacaru	S 09°23'42"; W 040°23'58"	BRS Sertaneja	*M. enterolobii*
75	Mandacaru	S 09°23'05"; W 040°25'08"	BRS Sertanejas	*M. enterolobii*

[a] Amostras com misturas de espécies *Meloidogyne*, separados em casa de vegetação.

[x] Perímetro irrigado do município de Juazeiro-BA.

[y] Perímetro irrigado do Município de Petrolina-PE.

[z] Perímetro irrigado do município de Sobradinho-BA.

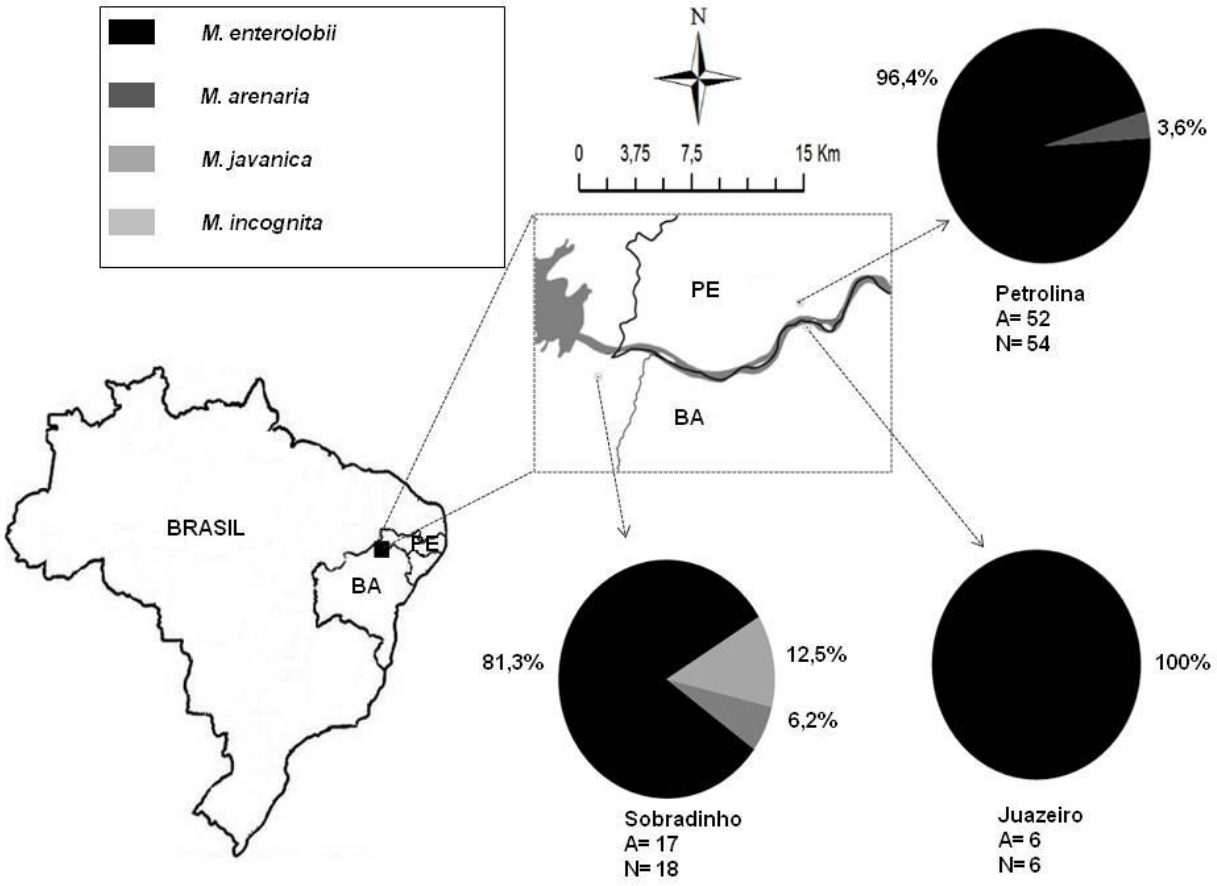

Figura 1. Locais de amostragem de *Meloidogyne* spp. em áreas de aceroleira em três municípios localizados no Submédio do Vale do Rio São Francisco (Petrolina-PE; Juazeiro-BA e Sobradinho-BA). Os círculos estão representando a frequência de cada espécie de *Meloidogyne* identificada, sendo "A" o número de áreas amostradas e "N" o número de populações em cada município.

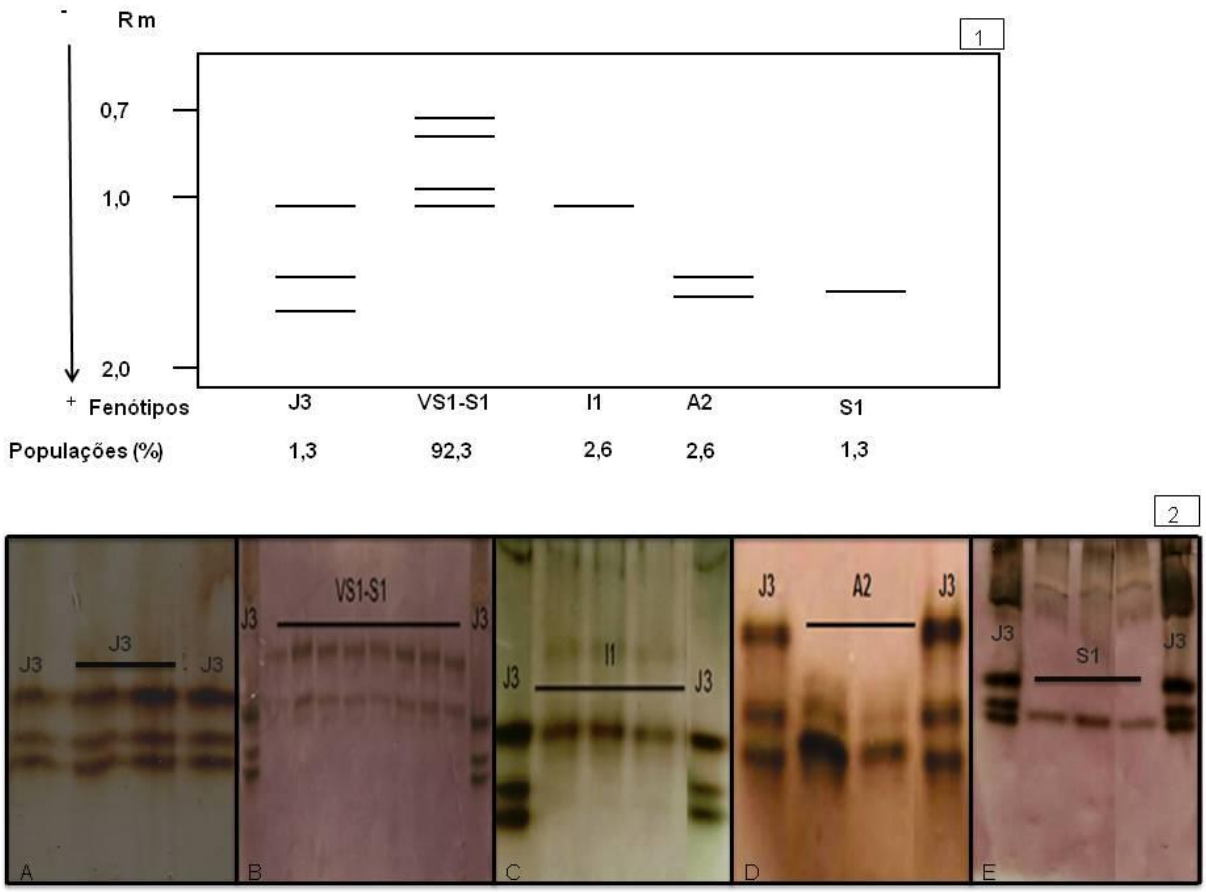

Figura 2. Representação esquemática de fenótipos da isoenzima α-esterase revelados de populações de *Meloidogyne* spp. (1) e fenótipos de α-esterase e frequências observadas nas 78 populações de *Meloidogyne* spp. provenientes de áreas de aceroleira no Submédio do Vale do Rio São Francisco (2). A) *M. javanica* (J3); B) *M. enterolobii* (VS1-S1); C) *M. incognita* (I1); D) *M. arenaria* (A2); E) *Meloidogyne* sp. (S1); Rm = mobilidade relativa.

CAPÍTULO II

IDENTIFICAÇÃO DE FONTES DE RESISTÊNCIA A *Meloidogyne enterolobii* EM ACEROLEIRA[1]

RESUMO

No Brasil, as aceroleiras quando infectadas por *Meloidogyne enterolobii* apresentam redução na produtividade e na qualidade dos frutos. Uma das alternativas para solucionar este problema é a utilização de porta-enxerto resistente a esse patógeno. O objetivo deste trabalho foi avaliar a reação de 22 acessos de aceroleira a *M. enterolobii*, visando identificar, pelo menos, um porta-enxerto resistente. O experimento foi conduzido em blocos ao acaso, com 10 repetições, sendo cada parcela formada por 10 plantas. Cada planta foi inoculada com 350 ovos mais juvenis de segundo estádio de *M. enterolobii* e, após 90 dias, foram determinados o índice de galhas (IG) e o fator de reprodução (FR). As variáveis foram analisadas pela metodologia de modelos mistos (REML/BLUP). Com base nas duas variáveis avaliadas, destacaram-se os acessos, ACO-13, ACO-14, ACO-18 e BRS Apodi com quatro a seis plantas com reação de resistência ao nematoide-das-galhas.

Palavras-chave: *Malpighia emarginata*, nematoides-das-galhas, porta-enxerto.

[2] Artigo a ser submetido para revista **Crop Breeding and Applied Biotechnology**

ABSTRACT

In Brazil, acerola plants when infected by *Meloidogyne enterolobii* presents reduced in productivity and fruit quality. An of the alternatives to solution this problem is the utilization of rootstock resistant to this pathogen. The aim of this paper was evaluate the reaction of 22 access of *M. enterolobii*, aiming identify leastways, one resistant rootstock. The experiment was conducted in a randomized block design, with 10 replicates and each plot formed by 10 plants. Each plant was inoculated with 350 eggs and juveniles of second stage of *M. enterolobii* and, after 90 days, were determined the galls index (GI) and the reproduction factor (RF). The variables were analyzed using the methodology mixed model (REML/BLUP). Based on the two variables evaluated, highlighted the accesses ACO-13, ACO-14, ACO-18 and BRS Apodi with four to six plants that presented resistant phenotype.

Key words: *Malpighia emarginata*, root-knot nematode, rootstock.

INTRODUÇÃO

No Brasil, o cultivo da aceroleira se caracterizou por um crescimento rápido e desordenado dos pomares, com mudas provenientes de sementes, havendo, em decorrência disto, grande perda de uniformidade entre as plantas, com reflexo negativo na produtividade, na qualidade dos frutos e na suscetibilidade das plantas a doenças (Brunini et al. 2004, Lima et al. 2014, Oliveira et al. 1998).

Nos últimos anos, os pomares de aceroleira vêm apresentando decréscimo na produção em razão do parasitismo causado pelos nematoide-das-galhas (*Meloidogyne* spp.), sendo um dos principais problemas que afetam a cultura (Cavichioli et al. 2014). Plantas infectadas por esses patógenos apresentam redução na absorção de água e de nutrientes, com reflexos negativos na parte aérea e no sistema radicular.

Visto o potencial que *M. enterolobii* apresenta para causar danos em diversas culturas, estudos têm sido desenvolvidos em busca de genótipos de aceroleira resistentes a essa espécie. Entretanto, ainda não foram identificados genótipos resistentes a *M. enterolobii* no Brasil (Silva e Krasuski 2012).

Estudando a reação de cinco clones e três variedades de aceroleira a *M. enterolobii*, Cavichioli et al. (2014) observaram que todos se comportaram

como suscetíveis ao nematoide. Também Moreira et al. (2016) estudaram a reação e constataram a suscetibilidade de dez genótipos de aceroleira do banco ativo de germoplasma da Universidade Federal Rural de Pernambuco.

Dentre as metodologias utilizadas na seleção de genótipos superiores, em plantas perenes, destaca-se o método de modelos mistos (REML/BLUP) que permite obter a estimativa dos componentes de variância e do ganho genético predito (Resende 2016). Essa metodologia tem sido utilizada para a seleção em diversas culturas perenes como cajueiro (Maia et al. 2009), cafeeiro (Petek et al. 2008), eucalipto (Rosado et al. 2012) e aceroleira (Paiva et al. 2006).

De acordo com o exposto, o objetivo do trabalho foi avaliar a reação de 22 acessos de aceroleira a *M. enterolobii* visando identificar, pelo menos, um porta-enxerto resistente.

MATERIAL E MÉTODOS

O experimento foi conduzido em casa de vegetação climatizada com temperatura entre 27 ºC e 30 ºC e umidade relativa de 60%, nos meses de maio a outubro de 2016, na Embrapa Semiárido, Petrolina-PE. Foi avaliada a reação de 22 acessos de aceroleira (ACO-18, ACO-14, ACO-09, IAPAR-01, BRS Apodi, BRS/SER, Olivier, Coopama N1, ACO-15, Reci-02, ACO-05, Monami, ACO-13, ACO-10, Dominga, Lígia, Alha-06, Clone 47/1, ACO-19, FP-19, Nikki e Luísa) do Banco Ativo de Germoplasma da Embrapa Semiárido (BAG-Aceroleira).

Para a formação das mudas de aceroleira, frutos dos 22 acessos foram coletados, encaminhados para o Laboratório de Nematologia e processados para a obtenção das sementes. Posteriormente, em bandejas com substrato à base de vermiculita, foi feita a semeadura de cada um dos 22 acessos para a obtenção das mudas. Trinta dias após a germinação, quando as plântulas atingiram o terceiro par de folhas, as mudas foram transplantadas para tubetes de 250 g, contendo substrato previamente esterilizado em autoclave na proporção de 2:1:1/2 (solo, vermiculita e Multiplant®). A irrigação das mudas foi realizada diariamente e, a fertilização, semanalmente, usando solução nutritiva de Hoagland e Arnon (1950).

Aos 12 dias após o transplante, as mudas, uma por tubete, foram inoculadas com 350 ovos mais juvenis de segundo estádio (J2) (Pi) de *M. enterolobii*. Na

ocasião, o inóculo foi depositado, com uma pipeta de graduação automática, em dois pequenos orifícios feitos no solo, próximo ao colo da planta. O inóculo usado foi proveniente de população pura, preservada em tomateiro cv. Santa Clara, sendo que o processamento para a extração de ovos foi feito de acordo com o método proposto por Hussey e Barker (1973) modificado por Boneti e Ferraz (1981). Posteriormente, em microscópio de objetiva invertida, em lâmina de Peters, a suspensão foi ajustada para a concentração de 350 ovos + J2/mL.

O tomateiro cv. Santa Clara foi utilizado para confirmar a viabilidade do inóculo de *M. enterolobii*. O delineamento experimental usado foi em blocos ao acaso, com 22 tratamentos, dez repetições, sendo cada parcela constituída por dez plantas provenientes de semente.

Após 90 dias da inoculação, as plantas foram avaliadas por meio das variáveis índice de galhas (IG) e fator de reprodução (FR). Para a obtenção do IG, as plantas tiveram suas raízes lavadas e submetidas à contagem, seguindo a escala de notas de 0 a 5: nota 0 = nenhuma galha; nota 1 = 1-2 galhas; nota 2 = 3-10 galhas; nota 3 = 11-30 galhas; nota 4 = 31-100 galhas e nota 5 = mais de 100 galhas (Taylor e Sasser 1978). Foram consideradas plantas resistentes aquelas com notas 0, 1 e 2 e, suscetíveis, as que apresentaram notas 3, 4 e 5, com base no critério proposto por Sasser et al. (1984), que classificaram como resistentes as plantas com número de galhas menor ou igual a dez e aquelas com valores superiores foram consideradas suscetíveis. O FR foi obtido pelo quociente entre a população final (Pf) e a população inicial (Pi), sendo as plantas consideradas resistentes quando apresentam FR<1 e, suscetíveis, quando FR≥1 (Oostenbrink 1966).

As variáveis quantitativas foram analisadas pela metodologia do modelo linear misto REML/BLUP, com uso do modelo estatístico 1 do programa Selegen, conforme Resende (2007), dado por y = Xb + Za + e, em que: y = vetor de dados; b = vetores dos efeitos de blocos (fixos); a = vetor dos efeitos genéticos aditivos (aleatórios); e = vetor dos efeitos de erros aleatórios; X e Z = matrizes de incidência para b e a, respectivamente. A distribuição e as estruturas de médias e variâncias foram obtidas com base nas seguintes fórmulas: $\hat{h}_a^2 = \frac{\sigma_a^2}{\sigma_a^2+\sigma_c^2+\sigma_e^2}$ = herdabilidade individual no sentido restrito no bloco; $\hat{h}_{mp}^2 = \frac{0{,}25\sigma_a^2}{0{,}25\sigma_a^2+\sigma_c^2/b+\sigma_e^2/(nb)}$ = herdabilidade média de progênies no sentido

restrito no bloco; σ_a^2 = variância genética aditiva; σ_c^2 = variância entre parcela; σ_e^2 = variância residual dentro da parcela (ambiental + não aditiva); $\mathrm{CV_{gi}\%} = \frac{\sqrt{\sigma_a^2}}{\bar{X}} . 100$ = coeficiente de variação genética individual; $\mathrm{CV_e\%} = \frac{\sqrt{\sigma_e^2}}{\bar{X}} . 100$ = coeficiente de variação experimental; $\hat{r}_{gg}$ = acurácia seletiva, sendo expressa pela raiz quadrada da herdabilidade média de progênie.

A seleção das melhores plantas quanto à resistência a *M. enterolobii* foi realizada de acordo com o ganho genético predito, levando em consideração as variáveis índice de galhas (IG) e fator de reprodução (FR). Para a escolha das melhores plantas, aplicou-se uma pressão de seleção de 1%. A seleção foi aplicada para os indivíduos que apresentaram menor valor de ganho genético, em razão de as variáveis estudadas serem de caráter negativo.

RESULTADOS E DISCUSSÃO

As estimativas das herdabilidades individuais no sentido restrito ($\hat{h}^2_a$) (Tabela 1) foram de alta magnitude para IG (0,68) e, de média, para FR (0,42). A herdabilidade é um dos mais importantes parâmetros genéticos, pois quantifica a fração da variação fenotípica de natureza herdável, passível de ser explorada na seleção (Rosado et al. 2012). Para herdabilidades individuais, de acordo com seus respectivos valores, Resende (1995) as classificou como baixa (0,01 a 0,15), mediana (0,15 a 0,50) e alta (> 0,50).

A herdabilidade média da progênie ($\hat{h}^2_{mp}$), para as duas variáveis avaliadas, apresentou valores de alta magnitude, o que remete a um elevado controle genético na expressão desses caracteres (Tabela 1). Dessa forma, há grande potencial, dentro do experimento, para a seleção de aceroleiras com alto grau de resistência a *M. enterolobii*.

Essa herdabilidade é estimada quando se usam médias como unidade de avaliação/seleção. Neste caso, atinge-se o nível significativo de precisão em razão da diminuição dos erros experimentais pelo incremento proporcional do número de repetições. Consequentemente, este é o quociente que interessa para se projetar o sucesso do melhoramento, uma vez que se selecionam plantas em que os valores genotípicos são preditos, com base em médias de várias repetições (Maia et al. 2009).

No presente estudo, as maiores estimativas de herdabilidades foram obtidas para a $\hat{h}^2_{mp}$ ao invés da $\hat{h}^2_a$. Essa superioridade, também tem sido observada em trabalhos com as culturas de eucalipto e seringueira (Arantes et al. 2010, Berti et al. 2011, Rosado et al. 2012).

Para os coeficientes de variação genética individual (CV_{gi}%), os valores obtidos foram de 27,76% para IG e de 70,65% para FR (Tabela 1). Esse coeficiente quantifica a magnitude da variação genética disponível para seleção e, portanto, altos valores são desejados (Carvalho et al. 2016). Segundo Rosado et al. (2009), altos valores de CV_{gi}% caracterizam a existência de variabilidade genética entre indivíduos. Sendo assim, quanto maior o valor do CV_{gi}%, maiores serão as chances de alcançar ganhos genéticos na seleção de plantas. Quanto ao coeficiente de variação experimental (CV_e%), os valores foram de 12,27 para IG e de 42,61 para FR. Esses valores são considerados baixos para os caracteres estudados e são inferiores aos encontrados por Gomes et al. (2000) que estudaram a resistência de clones de aceroleira a *M. javanica*. Neste estudo, os autores encontraram valores de coeficiente de variação de 20,57 para IG e 113,4 para FR. Os baixos valores encontrados para IG e FR, neste estudo, correspondem a uma boa qualidade experimental.

Os valores do CV_{gi}% e CV_e% refletem a magnitude da acurácia ($\hat{r}_{gg}$) (Resende e Duarte 2007). Para os dois caracteres avaliados, a média da acurácia foi de 95%. Ainda, de acordo com os autores, altos valores de acurácia indicam ótima relação entre os valores preditos e os reais, o que resulta em segurança na seleção de plantas agronomicamente superiores.

De acordo com Berti et al. (2011), a estimação dos parâmetros genéticos é fundamental para predizer os ganhos na seleção, uma vez, que o ganho ocorre em função da variação genética herdável existente nas populações (variação genética aditiva), do controle genético (herdabilidade) dos caracteres que se pretende melhorar, da acurácia seletiva e da intensidade de seleção aplicada.

O tomateiro cv. Santa Clara comprovou a viabilidade do inóculo, com FR igual a 23,22. Dos 22 acessos de aceroleira testados quanto à resistência a *M. enterolobii*, alguns se destacaram, apresentando plantas com número de galhas que variaram entre 0 e 10 galhas e FR < 1. Para a variável IG (Tabela 2), os acessos que se destacaram quanto à frequência de plantas com número de galhas inferior a 10 foram: ACO-13 com 6%, ACO-14 com 4%, BRS Apodi

com 4%, ACO-18 com 2%, Olivier com 1%, Dominga com 1% e FP-19 com 1% das plantas avaliadas.

Para selecionar as melhores plantas em relação à variável IG (Tabela 3), foi usada uma pressão de seleção de 1% sobre as 2.200 plantas avaliadas, o que correspondeu a 22 indivíduos. A aplicação de alta intensidade de seleção é essencial quando se deseja alcançar ganho genético num período menor. A seleção das 22 melhores plantas se baseou nos menores valores de ganhos genéticos preditos. Dessas 22 plantas selecionadas, se destacaram os acessos ACO-13 e ACO-14 que apresentaram, igualmente, uma frequência de seis plantas resistentes.

Quanto ao FR, os acesos que se destacaram com maior frequência de plantas resistentes a *M. enterolobii* foram: ACO-18 com 27%, ACO-13 com 22%, BRS Apodi com 17%, ACO-14 com 14% e Coopama com 11% do total de 100 plantas avaliadas por acesso (Tabela 4). Diferente do IG, quando se levou em consideração o FR como variável para designar a resistência de plantas, um maior número de indivíduos foi tido como resistente a *M. enterolobii*. Essa constatação é explicada pelo fato de o valor do FR ser dado em função do quociente entre a população final (Pf) pela população inicial (Pi) que depende diretamente de o patógeno se reproduzir ou não dentro do hospedeiro. Quanto ao IG, seu valor é dado em função do número de galhas que se forma no sistema radicular. De acordo com Ferraz e Brown (2016), as galhas radiculares são resultado de reações de hiperplasia e hipertrofia que as células sofrem devido à infecção causada pelo nematoide. Ainda, os autores afirmam que a presença de galhas não influencia no desenvolvimento e reprodução do nematoide dentro do hospedeiro.

Neste trabalho, a variável FR, foi superior ao IG, para avaliação de resistência de aceroleira a *M. enterolobii*. Essa mesma variável, de acordo com Burla et al. (2010), também foi superior para seleção de *Psidium* spp. quanto a resistência a *M. mayaguensis*.

Dos 22 acessos avaliados quanto à resistência a *M. enterolobii*, com base no FR, foram selecionados os cinco melhores acessos, com o maior número de plantas resistentes a este patógeno (Tabela 5). Para essa variável, selecionaram-se os melhores acessos ao invés das melhores plantas, porque a trituração das raízes, realizada para obter a população final (Pf), causa a

destruição das plantas. A escolha dos cinco melhores acessos se deu em função dos menores valores de ganho genético predito. Dos acessos avaliados, observou-se que ACO-13, ACO-18 e BRS Apodi foram os que apresentaram o maior número de plantas resistentes, com FR < 1.

As plantas selecionadas como resistentes estão sendo preservadas para a condução de estudos futuros, visando subsidiar os trabalhos de melhoramento genético para a obtenção de porta-enxerto resistente para as cultivares comerciais de aceroleira.

CONCLUSÕES

A herdabilidade média da progênie para as duas variáveis avaliadas apresentou valores de alta magnitude, proporcionando assim, condição favorável à seleção de plantas resistentes com alta acurácia.

Com base nos resultados das duas variáveis avaliadas (IG e FR), ACO-13, ACO-14, ACO-18 e BRS Apodi foram os acessos que apresentaram o maior número de plantas resistentes a *M. enterolobii*.

AGRADECIMENTOS

À Fundação de Amparo à Ciência e Tecnologia do Estado de Pernambuco (FACEPE) pela concessão da bolsa de estudos. À Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária (Embrapa), pelo financiamento do projeto de pesquisa e pela disponibilização da estrutura necessária para o desenvolvimento do trabalho.

REFERÊNCIAS

Arantes FA, Gonçalves PS, Scaloppi Junior EJ, Moraes LT e Resende MDV (2010) Ganho genético com base no tamanho efetivo populacional de progênies de seringueira**. Pesquisa Agropecuária Brasileira** 45: 1419-1424.

Berti CLF, Freitas MLM, Zanatto ACS, Morais E, Moraes MLT e Sebbenn AM (2011) Variação genética, herdabilidades e ganhos na seleção para caracteres de crescimento e forma em teste de progênies de polinização aberta de *Eucalyptus cloeziana*. **Revista do Instituto Florestal** 23: 13-26.

Boneti JIS e Ferraz S (1981) Modificação do método de Hussey e Barker para extração de ovos de *Meloidogyne exigua* do cafeeiro. **Fitopatologia Brasileira** 6: 553.

Brunini MA, Macedo NB, Coelho CV e Siqueira GF (2004) Caracterização física e química de acerolas provenientes de diferentes regiões de cultivo. **Revista Brasileira de Fruticultura** 26: 486-489.

Burla RS, Souza RM, Gomes VM e Corrêa FM (2010) Comparação entre níveis de inóculo, época de avaliação e variáveis para seleção de *Psidium* spp. visando à resistência a *Meloidogyne mayaguensis*. **Nematologia Brasileira** 34: 82-90.

Carvalho LP, Farias FJC, Morello CL e Teodoro PE (2016) Uso da metodologia REML/BLUP para seleção de genótipos de algodoeiro com maior adaptabilidade e estabilidade produtiva. **Bragantia** 75: 314-321.

Cavichioli JC, Garcia MJM, Brida AL e Wilcken SRS (2014) Reação de aceroleira (*Malpighia emarginata* DC.) à *Meloidogyne enterolobii*. **Revista Brasileira de Fruticultura** 36: 156-160.

Ferraz LCCB e Brown DJF (2016) Principais nematoides endoparasitas sedentários: nematoides de galhas e nematoides de cistos. Em Ferraz LCCB e Brown DJF. **Nematologia de plantas: fundamentos e importância**. Norma Editora, Manaus, p. 135-150.

Gomes JE, Santos JM, Perecin D e Martins ABG (2000) Resistência de clones de acerola (*Malpighia emarginata* D.C.) a *Meloidogyne javanica* em condições de casa de vegetação. **Nematologia Brasileira** 24: 65-67.

Hoagland DR and Arnon DI (1950) **The water culture method of growing plants without soil**. Berkeley, University of California, 32p.

Hussey RS and Barker KRA (1973) Comparison of methods for colecting inocula of *Meloidogyne* spp. including a new technique. **Plant Disease reporter** 57: 1025-1028.

Lima EM, Lima JS, Lima IB, Araújo MEB e Bertini CHCM (2014) Reação de clones de aceroleira a *Lasiodiplodia theobromae*. **Enciclopédia Biosfera** 10: 1616-1622.

Maia MCC, Resende MDV, Paiva JR, Cavalcanti JJV e Barros LMB (2009) Seleção simultânea para produção, adaptabilidade e estabilidade genotípicas em clones de cajueiro, via modelos mistos. **Pesquisa Agropecuária Tropical** 39: 43-50.

Moreira AA, Martins LSS, Musser RS, Moraes RM, Maranhão WA, Rossiter JGA and Montarroyos AVV (2016) Response of *Malpighia emarginata* active germplasm bank accessions to *Meloidogyne enterolobii* parasitism. **Genetics and Molecular Research** 15: 1-7.

Oliveira JRP, Soares Filho WS e Cunha RB (1998) **A cultura da acerola no Brasil**. Embrapa Mandioca e Fruticultura, Cruz das Almas, 35p.

Oostenbrink M (1966) Major characteristics of the relation between nematodes and plants. **Mededeelingen der Landbouw-Hoogeschool**, Wageningen 66: 1-46.

Paiva JR, Cordeiro FR, Corrêa MCM and Resende MDV (2007) Acerola plant selection and breeding value predication in second selection cycle progenies. **Crop Breeding and Applied Biotechnology** 7: 125-132.

Petek MR, Serra T e Fonseca ICB (2008) Predição de valores genéticos aditivos na seleção visando obter cultivares de café mais resistentes à ferrugem**. Bragantia** 67: 133-140.

Resende MDV (1995) Delineamento de experimentos de seleção para maximização da acurácia seletiva e do progresso genético. **Revista Árvore** 19: 479-500.

Resende MDV (2007) **Software SELEGEN-REML/BLUP**: Sistema estatístico e seleção genética computadorizada via modelos lineares mistos. Embrapa Florestas, Colombo, 359p.

Resende MDV e Duarte JB (2007) Precisão e controle de qualidade em experimentos de avaliação de cultivares. **Pesquisa Agropecuária Tropical** 37: 182-194.

Resende MDV (2016) Software SELEGEN-REML/BLUP: a useful tool for plant breeding. **Crop Breeding and Applied Biotechnology** 16: 330-339.

Rosado AM, Rosado TB, Resende Júnior MFR, Bhering LL e Cruz CD (2009) Ganhos genéticos preditos por diferentes métodos de seleção em progênies de *Eucalyptus urophylla*. **Pesquisa Agropecuária Brasileira** 44: 1653-1659.

Rosado AM, Rosado TB, Alves AA, Laviola BG e Bhering LL (2012) Seleção simultânea de clones de eucalipto de acordo com produtividade, estabilidade e adaptabilidade. **Pesquisa Agropecuária Brasileira** 47: 964-971.

Sasser JN, Carter CC and Hartman KM (1984) **Standardization of host suitability studies and reporting of resistance to root-knot nematodes**. North Caroline State University Graphics, Raleigh, 7p.

Silva GS e Krasuski IA (2012) Reação de algumas espécies frutíferas tropicais a *Meloidogyne enterolobii*. **Nematologia Brasileira** 36: 1-2.

Taylor AL and Sasser JN (1978) **Biology, identification and control of root-knot nematodes (*Meloidogyne* spp.)**. North Carolina State University Graphics, Releigh, 111p.

Tabela 1. Estimativas dos componentes da variância (REML individual) para resistência de 22 acessos de aceroleira a *Meloidogyne enterolobii*.

Estimativas	**Variáveis**	
	Índice de galhas (IG)	Fator de reprodução (FR)
$\hat{h}^2_a$	0,68 ± 0,10	0,42 ± 0,08
$\hat{h}^2_{mp}$	0,9274	0,8729
$\hat{r}_{gg}$	0,9630	0,9343
CV_{gi}%	27,7619	70,6529
CV_e%	12,2759	42,6162
Média geral	77,3409	9,1181

$\hat{h}^2_a$: herdabilidade individual no sentido restrito; $\hat{h}^2_{mp}$: herdabilidade média da progênie; $\hat{r}_{gg}$: acurácia seletiva; CV_{gi}%: coeficiente de variação genética individual; CV_e%: coeficiente de variação experimental.

Tabela 2. Frequência (%) de plantas, segundo o índice galhas (IG), em acessos de aceroleira avaliados para a reação a *Meloidogyne enterolobii*.

	Frequência de plantas (%) segundo o IG*					
Acesso	0	1	2	3	4	5
ACO-18	1	-**	1	22	67	9
ACO-14	-	1	3	20	66	10
ACO-09	-	-	-	15	64	21
IAPAR	-	-	-	7	55	38
BRS Apodi	-	-	4	22	62	12
BRS/SER	-	-	-	1	54	45
Olivier	-	1	-	1	55	43
Coopama	-	-	-	-	50	50
ACO-15	-	-	-	7	74	19
Reci-02	-	-	-	1	60	39
ACO-05	-	-	-	1	56	43
Monami	-	-	-	6	54	40
ACO-13	6	-	-	3	64	27
ACO-10	-	-	-	1	52	47
Dominga	1	-	-	2	55	42
Ligia	-	-	-	2	63	35
Alha-06	-	-	-	-	58	42
Clone-47	-	-	-	-	47	53
ACO-19	-	-	-	3	68	29
FP-19	1	-	-	7	67	25
Nikki	-	-	-	3	66	31
Luísa	-	-	-	-	52	48

*Frequência (%) de plantas com base na escala de notas do IG.

**Um traço (-) indica ausência de plantas com o respectivo IG.

Tabela 3. Estimativas do ganho genético das 22 melhores plantas de acerola quanto à resistência a *Meloidogyne enterolobii* com base no índice de galhas (IG).

Ordem	Bloco	Acesso	Planta	Ganho	Nova média
1	2	ACO-18	10	0	77,34
2	3	ACO-13	6	0,0264	77,36
3	4	ACO-14	8	0,0507	77,39
4	2	ACO-13	10	0,0749	77,41
5	2	ACO-13	6	0,099	77,43
6	6	FP-19	3	0,1231	77,46
7	4	ACO-13	5	0,1471	77,48
8	7	ACO-18	2	0,1708	77,51
9	4	BRS Apodi	9	0,1943	77,53
10	7	ACO-14	10	0,2177	77,55
1	3	ACO-18	10	0,2411	77,58
12	1	ACO-13	9	0,2642	77,60
13	1	ACO-13	1	0,2873	77,62
14	2	ACO-14	1	0,3104	77,65
15	8	BRS Apodi	2	0,3335	77,67
16	1	BRS Apodi	5	0,3564	77,69
17	3	ACO-14	1	0,379	77,72
18	5	ACO-14	3	0,4017	77,74
19	1	BRS Apodi	7	0,4242	77,76
20	3	ACO-14	6	0,4465	77,78
21	9	Dominga	9	0,4686	77,80
22	8	ACO-18	10	0,4907	77,83

Tabela 4. Frequência (%) de plantas resistentes e suscetíveis, segundo o fator de reprodução (FR), em acessos de aceroleira avaliados para a reação a *Meloidogyne enterolobii*.

Acesso	**Frequência (%) de plantas segundo o FR**	
	FR<1	FR≥1
ACO-18	27	73
ACO-14	14	86
ACO-09	1	99
IAPAR	1	99
BRS Apodi	17	83
BRS/SER	2	98
Olivier	3	97
Coopama	11	89
ACO-15	3	97
Reci-02	0	100
ACO-05	0	100
Monami	1	99
ACO-13	22	78
ACO-10	2	98
Dominga	1	99
Ligia	8	92
Alha-06	4	96
Clone-47	0	100
ACO-19	4	96
FP-19	1	99
Nikki	2	98
Luísa	0	100

Tabela 5. Estimativas do ganho genético dos cinco melhores acessos de aceroleira quanto à resistência a *Meloidogyne enterolobii* com base no fator de reprodução (FR).

Ordem	**Acesso**	**Ganho**	**Nova média**
1	ACO-18	0,0000	9,11181
2	ACO-13	0,5362	9,6543
3	Coopama	0,9967	10,1148
4	BRS Apodi	1,4151	10,5332
5	ACO-14	1,8741	10,9922